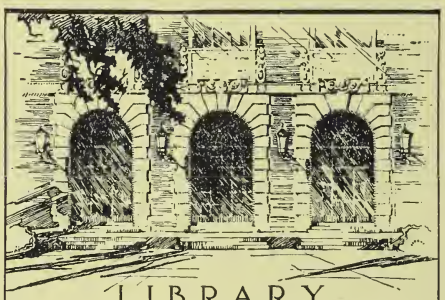
R. Gérard

Traité Pratique de Micrographie

Librairie Médicale et Littéraire
A. MALOINE
91, Boulevard Saint-Germain, 91
Près la Faculté de Médecine
vis-à-vis la cour du Commerce, -- Paris
Vente et achat de livres neufs et d'occasion.
Commission, Exportation, Reliure.
Grande réduction même sur les Livres neufs
Envoi du Catalogue sur demande.



LIBRARY
OF THE
UNIVERSITY
OF ILLINOIS
578
G31t
REMOTE STORAGE

TRAITÉ PRATIQUE

DE

MICROGRAPHIE

TRAVAUX DU MÊME AUTEUR

Préparation de l'Éther cicuté (*Journal de pharmacie et de chimie*, février 1876).

La fleur et le diagramme des Orchidées (*Thèse de pharmacie*, mars 1879, prix des thèses).

Le diagramme des Orchidées, avec deux planches (*Ann. des Sciences nat. Botanique*, 1879).

Structure de l'axe au-dessous des feuilles séminales (*Comptes rendus*, 31 mai 1880).

Passage de la racine à la tige, avec 5 planches (*Thèse de doctorat ès sciences et Ann. des Sc. Nat. Bot.*, 1881).

Sur l'oxalate de chaux concrétionné chez le Gui (*Bul. de la Soc. Bot. de France*, juin 1882).

Structure du Pteris aquilina abbreviata (*Bul. de la Soc. Bot. de France*, 1882).

Considérations sur les anomalies de l'axe (*Comptes-rendus*, 22 nov. 1883).

Structure de l'axe des Œnanthe (*Bulletin de la Soc. Bot. de France*, déc. 1883).

L'anatomie comparée végétale appliquée à la classification. — Structure des Pomacées, avec 4 planches (*Thèse d'agrégation*, Paris, 1884).

CORBEIL. — TYP. ET STÉR. B. RENAUDET.

TRAITÉ PRATIQUE

DE

MICROGRAPHIE

APPLIQUÉE

A LA BOTANIQUE, A LA ZOOLOGIE, A L'HYGIÈNE
ET AUX RECHERCHES CLINIQUES

PAR

R. GÉRARD

DOCTEUR ÈS SCIENCES
PROFESSEUR AGRÉGÉ A L'ÉCOLE SUPÉRIEURE DE PHARMACIE DE PARIS
EX-CHEF DES TRAVAUX DE MICROGRAPHIE A LA MÊME ÉCOLE

Avec 280 figures dans le texte

ET 40 PLANCHES GRAVÉES SUR CUIVRE, HORS TEXTE

CONTENANT ENVIRON 1200 DESSINS

AGRICULTURAL
UNIVERSITY OF CALIF

PARIS
OCTAVE DOIN, ÉDITEUR
8, PLACE DE L'ODÉON, 8

1887

Tous droits réservés.

Digitized by the Internet Archive
in 2017 with funding from
University of Illinois Urbana-Champaign Alternates

https://archive.org/details/traitepratiquede00gera

578
G31t REMOTE STORAGE

PRÉFACE

Bien souvent, pendant le cours de mes études, j'ai eu l'occasion de constater que, malgré de nombreuses et minutieuses explications, nous nous heurtions, mes condisciples et moi, à des difficultés que l'enseignement oral avait prévues mais, que notre esprit avait laissé échapper. La moindre note et le dessin le plus schématique suffisaient souvent pour lever ces difficultés qui nous semblaient insurmontables. Aussi, appelions-nous de tous nos vœux le livre, si court fût-il, qui aurait pu nous venir en aide. Plus tard, pendant les cinq années où j'ai été chargé de la direction du laboratoire de micrographie à l'École de pharmacie, j'ai vu combien les jeunes gens retrouvaient avec peine sous le microscope les particularités qui leur avaient été signalées à la conférence qui précédait chaque manipulation; j'ai remarqué, aussi, combien ils appliquaient avec peu de méthode les procédés opératoires indiqués comme nécessaires à l'examen de la substance sur laquelle on avait appelé leur attention, et combien un livre, rappelant non seulement la théorie des faits, mais encore la technique opératoire, leur aurait été utile. Mais ce livre convenant à la fois à des théoriciens et à des praticiens n'existait pas et était chose fort difficile à faire.

S'adressant en effet d'un côté à des étudiants en pharmacie et en

1176. a. D.

médecine qui la plupart du temps n'auront plus tard recours au microscope que dans des cas parfaitement déterminés ; d'un autre côté aux élèves des facultés des sciences qui seront appelés à s'appesantir davantage sur la théorie des faits plutôt que sur leurs applications, ce livre demandait des développements assez considérables qui, à première vue, semblaient n'avoir entre eux que des rapports très éloignés ; mais, nous avons pensé que la multiplication des exemples spéciaux devait confirmer les données théoriques indispensables à tout bon praticien et qu'il fallait insister sur ceux-ci pour bien faire comprendre ceux-là. C'est imbu de cette idée que nous avons écrit cet ouvrage.

Deux méthodes s'offraient à nous : ou bien, tirer de l'examen des organes des déductions théoriques, ou bien, partir de la théorie et en chercher la vérification dans le fait lui-même ; tout cela, bien entendu, n'excluant pas un ordre parfait et une méthode rigoureuse.

Le premier procédé, basé sur un cas isolé, ne donne, il est aisé de le comprendre, qu'une idée superficielle de la généralité des cas et, tout en convenant bien aux curieux de la nature, ne peut satisfaire aux exigences d'une instruction solide. La plupart du temps, cette méthode, en prenant un point de départ trop élevé, greffe en effet sur le sujet principal un grand nombre de sujets accessoires qui apportent dans l'esprit une confusion regrettable et lui font perdre de vue le but en ne laissant que des idées vagues.

L'autre procédé, plus didactique mais plus long, agit par synthèse. Il fait passer le lecteur du simple au composé et, permettant l'accommodation progressive de ses facultés, le conduit à un résultat durable.

Entre les deux méthodes nous ne pouvions hésiter, c'est la seconde que nous avons choisie.

Chacun de nos chapitres débute par des notions théoriques aussi succinctes que possible, mais résumant la question telle que les travaux les plus récents l'ont établie. Il se continue par l'exposé d'un nombre d'exemples toujours suffisants pour corroborer la théorie et se termine par la description des procédés techniques qui nous ont le mieux réussi.

Ayant étudié nous-mêmes chacun de ces exemples, nous avons pu, avec l'aide de notre préparateur dévoué V. Bonnet, les fixer dans des dessins auxquels le lecteur pourra se reporter pour se guider dans ses recherches.

Cependant, comme il était bien difficile d'aborder la micrographie sans avoir des notions exactes sur les instruments grossissants et sur les procédés généraux de la technique opératoire, c'est par leur exposé que nous avons cru devoir commencer. Ce n'est qu'ensuite que nous avons passé successivement en revue tous les éléments des végétaux, leur association en tissus, l'assemblage de ces tissus pour former les appareils et le groupement de ceux-ci qui constitue les membres. Nous avons fait ensuite une étude parallèle des tissus animaux et c'est alors que, suffisamment armés pour tirer des déductions de ces connaissances, nous avons pu les appliquer à un certain nombre de cas particuliers.

Cette dernière partie du livre intéresse beaucoup plus particulièrement les étudiants en pharmacie et en médecine, mais les lecteurs étrangers à ces professions y rencontreront de nouvelles preuves venant à l'appui de la théorie, et souvent, aussi, des sujets intéressants de manipulation qui n'avaient pu trouver place ailleurs.

Je ferai remarquer que ce chapitre des applications, de même que tout ce qui précède, n'a pas été écrit avec la prétention de traiter complètement les sujets qui y sont exposés. Il nous suffisait, pour répondre au besoin qui nous a engagé à écrire cet ouvrage, d'insister sur les différentes méthodes actuellement employées afin de permettre aux étudiants, livrés à eux-mêmes après leur sortie de l'école, de résoudre, en s'aidant d'ouvrages spéciaux, les différents cas que la pratique pourra leur offrir. Les proportions d'un livre conçu d'une autre manière eussent dépassé de beaucoup les limites que nous nous étions tracées.

Qu'il me soit permis, en terminant, d'adresser mes remercîments les plus vifs à toutes les personnes qui se sont intéressées à cet ouvrage, et, plus particulièrement, à notre excellent maître monsieur le professeur Planchon, directeur de notre école, qui a mis avec sa bienveillance habituelle son laboratoire à notre disposition; à monsieur le profes-

seur Léon Marchand auquel nous devons de faire profiter nos lecteurs d'un grand nombre des magnifiques bois qui illustrent sa Botanique cryptogamique; enfin, à notre sympathique éditeur qui a singulièrement facilité notre tâche en nous permettant d'orner notre texte d'un nombre véritablement considérable de figures dont la perfection ne laisse rien à désirer.

R. Gérard.

Novembre 1886.

TRAITÉ PRATIQUE

DE MICROGRAPHIE

LIVRE PREMIER

TECHNIQUE GÉNÉRALE

CHAPITRE PREMIER

DES INSTRUMENTS GROSSISSANTS

La microscopie (de μικρός, petit, et de σκοπέω, je regarde) consiste dans l'observation des choses petites.

La micrographie (de μικρός, petit et de γράφω, je décris) est fille de la précédente, puisqu'on ne peut décrire exactement un objet sans l'avoir observé.

Il est donc de la plus grande importance, pour procéder méthodiquement, d'établir, avant d'aborder la micrographie, les conditions d'une bonne observation.

L'examen des petits se fait au moyen d'instruments divers, mais qui reposent tous sur le pouvoir amplifiant des lentilles convexes. Le plus simple, réduit à une seule lentille plan-convexe ou bi-convexe, porte le nom de *loupe* (fig. 17, pl. I), les autres, présentant toujours plusieurs lentilles, sont : 1° le *doublet*, dans lequel l'assemblage des verres ne donne lieu qu'à la formation d'une seule image (fig. 1, 2, pl. I) [1] ; 2° le *micro-*

1. La loupe et le doublet forment la partie principale d'instruments différents de forme que l'on réunit sous le nom de *microscopes simples*.

scope composé, dont les lentilles, réparties en deux groupes, sont disposées de telle sorte qu'un jeu, dit objectif (*ob*, fig. 8, pl. I), donne une image amplifiée qui sera de nouveau agrandie par le deuxième jeu : oculaire (*oc*, fig. 8, pl. I). Ce dernier produira donc des effets beaucoup plus considérables. Chaque instrument possède des qualités propres qui le font employer dans des cas déterminés, et c'est une erreur trop répandue de croire que l'instrument donnant le grossissement le plus considérable doive toujours être préféré.

Entrons dans le détail et, prenant chacun d'eux en particulier, voyons les qualités qu'il doit posséder, les cas où l'on doit y avoir recours et enfin les conditions dans lesquelles il faut se placer pour en obtenir l'effet le plus complet.

DE LA LOUPE

Toute lentille plan-convexe ou biconvexe peut être employée pour obtenir le grossissement d'un objet et constituer une loupe. Il suffit, chacun le sait, d'interposer la lentille entre l'œil et l'objet en lui donnant une position convenable que les règles de la physique et de la vision nous indiquent avec une précision mathématique. On peut, en effet, obtenir des résultats très différents selon la distance qui sépare l'objet de la lentille : pas d'image, une image plus petite que l'objet lui-même (ce qui est l'inverse du but que l'on se propose), enfin une image agrandie dans des proportions variables et dans des positions plus ou moins commodes pour l'observation.

1° Si l'objet est à une *distance plus grande que le double de la distance focale*, l'image obtenue est renversée et plus petite que l'objet. A la limite extrême, l'éloignement s'exagérant, les rayons lumineux sensiblement parallèles se coupent en un point très voisin du foyer, ne donnant plus d'image analysable.

2° Si l'on place la lentille à une *distance double de la distance focale*, (cette dernière est facile à mesurer, car elle correspond à l'espace compris entre le verre et le point lumineux où convergent les rayons reçus directement du soleil, point connu des enfants), l'image recueillie par l'œil reproduit l'objet avec ses dimensions, mais celui-ci est renversé. La position est encore défectueuse : loin de procurer un bénéfice, la lentille place l'objet dans une situation défavorable.

3° Rapproche-t-on davantage la lentille, mais de telle façon que l'objet reste compris *entre le foyer et le double de la distance focale*, l'œil perçoit encore une image renversée, mais agrandie cette fois, et d'autant plus que l'objet se trouve plus rapproché du foyer [1]. Coïncide-t-il avec celui-ci, il

1. Voyez le jeu de la lumière dans la lentille *ob*, pl. I, fig. 22 et la formation de l'image *a'b'*.

ne se forme plus d'image, les rayons sortant parallèles. L'observateur devra tenir l'œil d'autant plus écarté de la lentille que l'objet sera plus rapproché de celle-ci. L'image pourra devenir assez grande pour que la pupille ne lui permette pas de se peindre directement et en entier sur la rétine; on tournera la difficulté en recevant l'image sur un écran de grandeur suffisante : c'est là le principe des microscopes de projection (solaire, oxyhydrique, etc). Mais faisons remarquer que l'image sera d'autant moins éclairée qu'elle sera agrandie davantage et que, l'intensité variant non pas en raison directe de l'amplification, mais du carré de celle-ci, il y a une limite que l'on ne pourra dépasser à moins toutefois d'employer des foyers lumineux d'une intensité considérable : la lumière électrique, le chalumeau oxyhydrique, etc.

On n'utilise point cette image avec la loupe; il n'en est pas de même avec le miscroscope composé. Constatons simplement le fait.

4° Si nous diminuons encore la distance de façon à placer l'objet *entre la lentille et le foyer* (pl. I, fig. 21), l'image obtenue sera du même côté de la lentille que l'objet, c'est-à-dire virtuelle, agrandie et droite. Elle sera d'autant plus grande que l'objet sera plus rapproché du foyer, mais elle s'éloignera d'autant plus de la lentille à travers laquelle on l'observe. Ce fait ne permet l'usage de ce moyen d'amplification que dans une certaine mesure, la limite étant donnée par la position de la lentille qui porte l'image virtuelle à la distance de la vue distincte, c'est-à-dire 32 centimètres environ, l'œil étant placé au contact de la loupe.

Cette dernière position est celle de la vision par la loupe. C'est en effet la plus convenable : 1°, elle donne une image agrandie, le point fondamental; 2°, l'image est droite, ce qui facilite l'étude; 3°, elle peut être perçue en entier et enfin 4°, la tête reste immobile. Les trois derniers avantages n'étaient pas réalisés dans la troisième position de la lentille.

Une lentille donnée ne pouvant fournir de bons résultats que dans certaines limites, on obviera à ce défaut par la possession de plusieurs verres de foyers différents, c'est-à-dire plus ou moins convexes.

Pour préserver les lentilles contre les chocs, éviter les éraillures, on les sertit dans une bague de laiton, de corne ou de gutta qui, pour être efficace, doit les déborder par le haut et par le bas. A la sertissure on joint une monture de forme variable appliquée à l'usage plus spécial que l'on doit faire de la loupe.

Les liseuses, qu'on peut aussi employer pour l'analyse rapide de la fleur au retour de l'herborisation, l'inspection d'une dissection, sont constituées par une lentille de grand diamètre portant sur le côté un manche assez long pour la tenir facilement à la main.

Tous les naturalistes portent habituellement dans la poche de petites

loupes serties de gutta dont la monture est divisée par un genou en deux parties pouvant se replier l'une dans l'autre : l'une supporte la loupe, l'autre sert à tenir l'instrument pendant l'observation et d'appareil protecteur pendant le repos.

On assemble souvent dans une même gaine plusieurs lentilles diversement convergentes qui peuvent être employées isolées ou réunies en les superposant ; l'on obtient ainsi les *bi-*, *triloupes*. Cette association rend peu de services, à mon avis : l'instrument prenant du volume devient gênant et cela sans profit, car les lentilles les plus convergentes du système sont généralement à foyer si court qu'elles ne fournissent que des images déformées et colorées. Je ne puis trop recommander d'éviter, dans l'acquisition de ces bi-, triloupes, les combinaisons de lentilles de petit diamètre qui sont toujours fortement convergentes et par conséquent mauvaises. Que faut-il penser de la vision, recommandée par certains auteurs, à travers plusieurs de ces lentilles superposées?

Une bonne monture est celle que recherchent les graveurs et les horlogers (fig. 23, pl. I); la lentille de 3-4 centimètres de diamètre embrasse une large surface, la sertissure tubulaire dans laquelle on introduit l'œil empêche celui-ci de recevoir des rayons latéraux qui enlèvent de la netteté à l'image en éclairant le fond de l'œil.

Ces instruments, en immobilisant une main, ne permettent que l'observation; cependant certaines opérations (notamment la dissection des petits animaux, des petites fleurs) réclament l'emploi simultané de la loupe et des deux mains. Un *modus operandi* ou des montures spéciales s'imposaient.

La loupe des horlogers, maintenue devant l'œil soit par la contraction des sourcils habituelle dans le port des monocles, soit au moyen d'une armature rappelant celles des conserves, rend des services journaliers. Cependant cet agencement devient rapidement fatigant pour celui qui n'y est pas depuis longtemps accommodé; en histoire naturelle, on fait plus souvent usage d'un pied articulé, semblable à celui que représente la figure 17 planche I, qui repose sur la table et y est tenu immobile par une base large et pesante de plomb ou de fonte. L'extrémité libre peut recevoir, dans une pince *p*, une petite tige métallique supportant des lentilles plus ou moins convergentes, mais presque toujours de grand diamètre. La monture sera légère, de corne ou de gutta, pour ne point fatiguer les articulations. La figure donne le modèle courant du commerce. On devra préférer à la lentille représentée la loupe des horlogers augmentée d'une tigelle latérale qui permettra de la fixer à la pince. Les bons fabricants livrent ce modèle lorsqu'on l'exige.

M. de Lacaze-Duthiers évite l'ennui du changement de loupe en

fixant sur une tige verticale immobile plusieurs bras articulés portant des lentilles différentes. MM. Künckel d'Herculaïs (fig. 1) et Strauss rendent plus rapide et plus exacte la mise au point par le jeu d'une crémaillère supportant la tige articulée.

ABERRATIONS, LEUR CORRECTION

Entraîné par le sujet, nous avons fait entendre plus haut que les lentilles grossissantes pouvaient donner des images déformées et colorées. Ces propriétés sont communes à toutes, mais plus ou moins accentuées selon

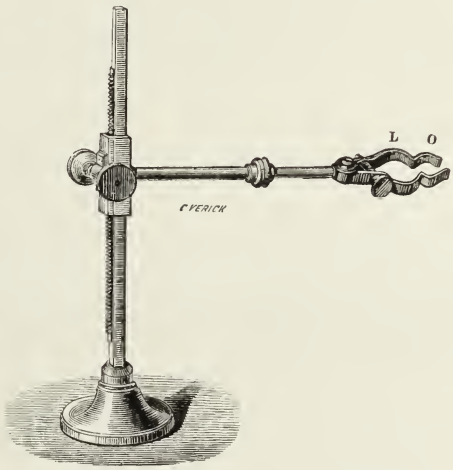


Fig. 1. — Pied de loupe de Künckel d'Herculaïs. L'ouverture L reçoit la loupe et la partie O des objectifs très faibles que l'on emploie comme doublets.

le degré de courbure des lentilles ; elles sont dues à trois causes différentes.

1° *Aberration de sphéricité.* — Les rayons émis par un point lumineux ne vont pas, comme on l'admet généralement, se couper en un même point après s'être refractés, mais dans des lieux rapprochés en donnant naissance à un grand nombre d'images dont l'ensemble constitue une petite traînée lumineuse (caustique par réfraction) d'autant plus allongée que les rayons incidents sont plus éloignés de l'axe principal. Si toutes ces images se superposaient exactement, le mal ne serait point grand, mais il en est autrement; il en résulte une confusion accentuée surtout sur les bords. De plus, la lumière se trouvant divisée entre les différentes images, celle que l'on perçoit, en perdant de la vigueur, devient forcément moins nette.

On corrige ce défaut par plusieurs procédés : 1° en ne recevant que les rayons qui viennent frapper le centre de la lentille ; pour cela on place soit devant, soit derrière elle, un diaphragme laissant seulement une ouver-

de 12 à 15°; dans ces conditions les rayons, obéissant à la théorie, ne donnent qu'une seule image; 2° en employant des lentilles plan-convexes, car celles-ci, à distance focale égale, présentent moins d'aberration de sphéricité que les lentilles bi-convexes; 3° en construisant des lentilles dont les deux faces sont inégalement convexes, « le rapport des deux rayons de courbure étant environ de 1 : 6, la surface de courbure la plus forte recevant les rayons parallèles »[1]; 4° en superposant deux lentilles plan-convexes de courbure convenable, donnant pour l'ensemble la même amplification qu'une lentille unique bi-convexe. Cette dernière idée est mise en pratique dans l'obtention des doublets.

Dans la *loupe de Coddington ou rodée de Brewster* formée par un long cylindre de verre à surfaces terminales convexes, l'aberration de sphéricité est corrigée par l'évidement de la partie médiane du cylindre qui ne laisse passer ainsi que les rayons les plus rapprochés de l'axe (fig. 5, pl. I).

2° *Aberration de forme.* — L'image d'un objet droit se peint toujours sur un plan courbe à concavité tournée vers l'observateur. On peut s'en assurer en recevant celle-ci sur un écran; si elle est un peu grande les bords ne seront jamais bien visibles lorsque le centre sera au point, et il faudra nécessairement faire mouvoir l'écran d'arrière en avant pour passer en revue tous les points de l'image, qui ne se peindront nettement que successivement. « Si l'œil éprouve, heureusement, quelque difficulté à apercevoir des déformations aussi considérables que l'analyse géométrique les moutre, cela tient à ce que les opticiens ont cherché à corriger l'aberration de sphéricité par le dédoublement des verres qu'on a fait tantôt plan-convexes tantôt concavo-convexes, en les associant, ce qui a en même temps donné des images plus *aplanatiques*, et que, d'un autre côté, les objets à examiner sont assez petits par rapport à la largeur du faisceau admis par la loupe[2]. »

3° *Aberration de réfrangibilité.* — Si l'on suppose, ce qui est parfaitement admissible, la lentille convexe formée par l'accolement de deux prismes par la base, elle devra posséder le pouvoir dispersif, ce qui est facile à constater avec des lentilles fortement convergentes et en rapprochant l'objet du foyer : l'image est colorée sur les bords et ceux-ci sont noyés au milieu des teintes. Il en résulte une gêne si grande pour l'observateur que l'obtention de *lentilles achromatiques* (α privatif, χρῶμα couleur) s'imposait. Celle-ci repose : 1° sur la recomposition de la lumière par l'opposition au premier prisme d'un second disposé inversement, mais de pouvoir dispersif égal; 2° sur cet autre fait que les puissances réfractive et dispersive d'un

1. Robin, *le Microscope*, 1871, p. 97.
2. Robin, *loc. cit.*, p. 101.

corps sont parfaitement distinctes et ne varient pas dans le même rapport, comme l'avait supposé Newton.

En réalité, les lentilles achromatiques sont formées de deux lentilles soudées intimement par du baume du Canada, comme le montre la figure 13, pl. I ; l'une biconvexe *c* de crown-glass, verre peu réfringent (obtenu par la fusion de 100 p. de sable, 42, 2 de carbonate de potasse, 2, 2 de nitrate de potasse, 21, 7 de chaux éteinte à l'air)[1], l'autre *f* plan-convexe ou concavo-convexe de flint-glass, corps très réfringent, dont la composition varie avec les fabricants (le plus répandu est donné par la fusion de sable et minium ãã 100 p., carbonate de potasse 25 p.). L'achromatisme parfait est difficile à réaliser avec une seule lentille; on l'obtient plus facilement par la superposition de plusieurs lentilles incomplètement corrigées, péchant les unes par excès : à flint prédominant, donnant une coloration bleue à l'image, les autres par défaut : à crown en excès et donnant une bordure rouge.

Ce chapitre des aberrations semblera long à quelques-uns; nous ne regrettons point cependant l'espace que nous lui avons consacré, car non seulement les faits qui y sont exposés intéressent tous les instruments de micrographie, et nous n'y reviendrons plus par la suite, mais ils devront aussi être toujours présents à l'esprit lors de l'achat d'un appareil. Combien avons-nous vu de débutants, séduits par la modicité des tarifs, donner en réalité une somme exorbitante pour des instruments entièrement défectueux en raison de l'incorrection de leurs lentilles !

En résumé, les loupes constituées par des lentilles biconvexes dont les surfaces sont également courbées doivent être rejetées. On leur préférera les lentilles plan-convexes diaphragmées, et surtout les lentilles achromatiques. Ces dernières sont rares dans le commerce.

DES DOUBLETS

Les doublets sont des instruments obtenus par l'assemblage de deux lentilles; ils ont été créés en vue de corriger l'aberration de sphéricité [2]. L'honneur de l'idée première revient à Wollaston qui donna à la fin de 1828, peu de temps avant sa mort, les moyens de les construire. Peu après Ch. Chevalier perfectionna l'appareil, lui donnant la constitution qu'il possède encore aujourd'hui.

Les deux lentilles du doublet actuel (fig. 2, pl. I) sont prises et maintenues à distance fixe dans une monture de laiton ou de corne; la lentille su-

1. Wurtz, *Dict. de Chimie*, art. VERRE.
2. Voyez page 6.

périeure agissant simplement en exagérant la convergence des rayons sortant de la première lentille, l'ensemble se comporte comme un verre unique à foyer plus court que celui de l'une quelconque des lentilles du doublet. Les doublets les moins parfaits, que l'on peut comparer aux biloupes, sont formés par l'assemblage de deux lentilles biconvexes à long foyer. Cet instrument, moins vicieux que la lentille simple biconvexe de foyer égal, laisse beaucoup à désirer. L'adjonction d'un diaphragme placé entre les deux lentilles le rend un peu meilleur en supprimant les rayons trop divergents.

Ch. Chevalier[1] et, après lui, les bons constructeurs, associent des lentilles plan-convexes de courbure inégale (pl. I, fig. 2, doublet de Verick), séparées par un diaphragme *d*, la plus convergente *i* placée en bas. Le côté plan étant tourné vers l'objet ne reçoit que des rayons perpendiculaires. Les aberrations sont corrigées par la combinaison des courbures des lentilles et aussi par l'amplitude de l'orifice du diaphragme, d'autant plus étroit que le jeu est plus grossissant.

Les lentilles prises séparément sont rarement achromatiques, mais on obtient facilement des constructeurs des jeux irréprochables. Les lentilles achromatiques ne sont, du reste, d'une nécessité absolue qu'avec les doublets à très large ouverture ou à très court foyer.

La monture des doublets bien confectionnés est évasée supérieurement en un cône, *œ*, appelé œilleton, qui a le double avantage, en recevant l'œil, de le protéger contre les rayons latéraux et aussi de le placer dans la position la plus favorable pour l'examen.

On se sert des doublets à la façon des loupes : ils peuvent être tenus à la main (loupe achromatique des graveurs) ou placés dans les porte-loupes : témoins les instruments de large diamètre d'un usage journalier en anatomie animale.

Les instruments dont nous venons de parler ne donnent qu'une amplification assez faible : 2 à 4 diamètres au plus. On construit des doublets à lentilles étroites donnant un grossissement variant entre 4 et 15 diamètres selon les verres employés. Ils sont réservés spécialement pour les observations minutieuses ou pour des manipulations qui se font au moyen d'un instrument plus complexe que tous ceux que nous avons décrits jusqu'ici :

1. Dans les doublets de Chevalier, qui sont du reste excellents, les lentilles sont inégales, l'inférieure beaucoup plus large que la supérieure.

LA LOUPE MONTÉE

OU MICROSCOPE SIMPLE PROPREMENT DIT (FIG. I, PL. I)

Nous décrirons la loupe construite par Verick, loupe qui est devenue des plus parfaites à la suite des modifications que ce fabricant a fait subir récemment à son modèle primitif.

Le doublet *d*, maintenu par un anneau de laiton *a*, peut se mouvoir dans les trois directions de l'espace : une crémaillère *c*, par laquelle on obtient la mise au point, permet les déplacements verticaux ; le mouvement horizontal d'arrière en avant est assuré par une vis à grande vitesse *v*, celui de droite à gauche et *vice versâ* par la rotation de la tige horizontale *h* sur la tige verticale *u*. Au-dessous du doublet se trouve une plaque de laiton noircie *p*, la platine, sur laquelle on place l'objet à observer. Cette platine est percée d'un large orifice central et circulaire *o*, dans lequel est enchâssée une lame épaisse de cristal que l'on peut remplacer, si on le désire, par un petit baquet à dissection. Immédiatement au-dessous, se trouve une glace *g*, présentant d'un côté une face étamée, de l'autre un fond noir. Cette glace, mobile sur deux axes, peut être dirigée dans toutes les directions de l'espace. La platine est fixée au sommet de deux plans inclinés qui servent de points d'appui aux mains de l'opérateur pendant la manipulation. Sous ces plans sont logés deux tiroirs renfermant, l'un trois doublets donnant des grossissements compris entre 6 et 16 diamètres, l'autre les ustensiles de dissection. Des valets (qui ne sont point représentés sur la figure), ajustés sur la platine, permettent de maintenir sans fatigue sous le doublet la partie intéressante. Les objets peuvent être observés avec cet appareil soit avec la lumière refléchie, soit avec la lumière transmise.

On ne fera usage de la lumière transmise qu'avec des corps diaphanes ou découpés en tranches assez minces pour se laisser traverser par les rayons lumineux projetés de bas en haut sur la partie médiane de la platine au moyen de la glace convenablement orientée. L'observation avec la lumière réfléchie (directe ou habituelle) est beaucoup plus fréquente : l'objet étant placé comme précédemment, *on l'étudie en le projetant sur le fond noir de la glace disposée horizontalement.* Il faut absolument agir ainsi dans ce cas, parce que, les rayons envoyés de bas en haut en éclairant fortement les bords de l'objet le placent dans une sorte d'ombre et, de plus, fatiguent horriblement la vue. Dans la position recommandée l'objet éclairé seulement par le haut se projette sur un fond noir et devient bien plus visible. Frappé même de la disproportion des résultats, j'ai fait adapter

sous la platine de mon instrument une coulisse recevant une lame de laiton d'un noir mat qui obture complètement l'orifice central et donne un large fond peu éclairé. Je recommande surtout cette addition aux botanistes descripteurs qui font un usage fréquent de la loupe montée dans leurs dissections. On a reproché à la loupe de Verick la présence de ses côtés massifs qui empêcheraient l'usage de la glace étamée dans certaines conditions; cette critique n'a pas, tant s'en faut, l'importance que certains affectent de lui accorder, et cela pour deux raisons : 1° la glace n'est pas située assez profondément pour être cachée par les côtés, à moins toutefois que l'observateur ne se trouve placé dans les conditions d'éclairage les plus défectueuses; 2° l'emploi de la lumière transmise est aussi peu fréquent avec la loupe montée qu'il l'est au contraire avec le microscope composé. Les loupes des autres constructeurs diffèrent peu de celle de Verick, surtout celle de Prazmowski ; elle affecte aussi la forme d'un chalet suisse. Celle de Nachet présente seulement de petites ailettes latérales, soudées à la platine, qui laissent toute liberté au miroir. Les excellentes loupes de Chevalier ne présentant plus d'appui pour les mains réclament une plus grande habileté de l'opérateur.

Depuis plusieurs années MM. Verick et Prazmowski ont remplacé les deux lentilles du doublet par un cylindre, à bases convexes (fig. 24, pl. I), rappelant par sa forme la loupe de Coddington, mais de composition toute différente, car il est constitué par trois lentilles superposées et accolées. Ils obtiennent ainsi un achromatisme complet, une netteté parfaite, un champ très étendu, une image rigoureusement plane et, ce qui n'est pas à dédaigner, une distance focale plus grande, ce qui facilite les manipulations sous la loupe.

DU MICROSCOPE COMPOSÉ

Cet instrument, réduit à sa plus simple expression (fig. 22, pl. I), peut être ramené à deux lentilles convergentes. La première *ob*, constituant l'objectif, est placée dans le voisinage de l'objet *ab*, et à une distance telle que, celui-ci se trouvant compris entre le foyer F et le double de la distance focale *c*, les rayons qui en émanent donnent de l'autre côté de la lentille une image *a'b'* agrandie et renversée de *ab*. La seconde lentille *oc*, oculaire, contre laquelle on applique l'œil, est disposée de telle façon que

1. Il existe à Paris quatre fabricants de *microscopes* recommandables entre tou : supériorité de leurs produits, ce sont:
M. Verick, 2, rue de la Parcheminerie;
M. Prazmowski, 1, rue Bonaparte;
M. Nachet, 17, rue Saint-Séverin;
M. Chevalier, 158, Galerie de Valois, Palais-Royal.

l'image $a'b'$ se forme entre elle et son foyer F', elle agit comme une loupe et reporte en $a''b''$ l'image agrandie de $a'b'$ sans en changer l'orientation. On voit donc, en résumé, que dans le microscope composé les objets sont vus après deux amplifications successives et, de plus, que l'image obtenue est renversée. Cette position de l'image serait fort désagréable si l'on n'y obviait de la façon la plus simple, est-il même besoin de le dire, en renversant préalablement l'objet qui est ensuite redressé par le microscope. Voyons maintenant les modifications apportées à cet appareil idéal pour en permettre l'emploi et en tirer parti dans les meilleures conditions.

Nous parlerons d'abord de sa partie optique, la plus importante ; la monture ou partie mécanique viendra ensuite.

PARTIE OPTIQUE

La partie optique comprend : l'objectif, l'oculaire, l'appareil d'éclairage.

Des objectifs. — On peut rencontrer de bons objectifs formés d'une seule lentille achromatique, mais cette disposition est rare et ne convient qu'à des grossissements peu considérables. L'objectif est constitué le plus souvent par plusieurs lentilles superposées, disposées comme les membres d'un doublet, agissant sur la lumière comme eux, c'est-à-dire additionnant simplement leur effet pour concourir à la formation d'une seule image, tout en communiquant plus de convergence aux rayons.

Les objectifs les plus faibles (fig. 12, pl. 1, obj. 2 de Verick) ne comprennent que deux lentilles, les autres peuvent en présenter trois et même quatre. Ces lentilles sont montées séparément dans de petits cylindres de laiton terminés par des pas de vis par lesquels elles sont unies et tenues à distance convenable. Dans cet assemblage, la lentille la plus convergente, qui possède en même temps le diamètre le plus étroit, est placée en bas, à l'extrémité rapprochée de l'objet; la moins convergente, la plus large, occupera l'autre extrémité. Les objectifs auront toujours, en raison de cette disposition, une forme plus ou moins conique. Des diaphragmes sont parfois interposés ou superposés aux lentilles.

Primitivement, les diverses lentilles de l'objectif, prises en particulier, étaient achromatiques; depuis les travaux d'Amici (1854), un achromatisme plus parfait (Voy. p. 8) est obtenu par une correction réciproque des membres du jeu qui, isolément, peuvent être incomplètement achromatiques ou même ne point l'être du tout. Il faut mettre ce fait en relief, car, si dans les temps primitifs on pouvait, pour obtenir des amplifications différentes, employer séparément ou diversement groupées les lentilles de l'objectif (dans les anciens instruments les pas de vis étaient construits

pour cela), il ne peut en être ainsi avec les jeux actuels, puisque cette façon de procéder ne peut procurer que des images défectueuses colorées sur les bords.

L'objectif porte en outre à sa partie supérieure un pas de vis permettant de le fixer au *cône c* (fig. 7, pl. I), extrémité du cylindre ou mieux du *tube t* qui portera également l'oculaire *oc*, mais à son extrémité opposée.

Les constructeurs fabriquent un certain nombre d'objectifs, différant par leur pouvoir grossissant, qu'ils désignent par des chiffres, dont les plus élevés correspondent aux amplifications les plus considérables. Chaque constructeur ayant une notation particulière, il en résulte une confusion que l'on veut faire disparaître en prenant pour règle de désigner l'objectif par un chiffre indiquant, d'après la méthode anglaise, en pouces ou fractions de pouce (pourquoi pas en centimètres, puisque dans quelque temps toutes les nations auront adopté le système métrique qui s'impose ?), non pas la longueur focale réelle du jeu, mais celle d'une lentille simple donnant un grossissement égal, fait qu'il faut bien établir, car la distance focale réelle d'un jeu est toujours plus courte que celle qu'on lui attribue dans ce système de mensuration.

L'accord ne s'est point fait en France, bien que certains constructeurs donnent la longueur focale de leurs objectifs, tout en conservant leur notation propre, et cela sans doute parce que cette connaissance de la longueur du foyer n'a pas de portée pratique directe, au moins pour le micrographe, qui tient bien davantage à connaître l'amplification fournie par l'assemblage de l'objectif et de l'oculaire, qui ne sont ni ne peuvent être employés isolément.

Il ne faut pas non plus confondre la distance focale avec la distance frontale qui est l'espace compris entre l'objet et le sommet de l'objectif disposé convenablement pour l'observation. Celle-ci est liée à celle-là, car l'espace est d'autant moindre que le foyer est plus court, mais dans une certaine mesure seulement, car on peut, et la chose se comprendra après ce que nous avons dit dans le paragraphe précédent, par une combinaison particulière des lentilles, obtenir des jeux qui, tout en fournissant des grossissements égaux, possèdent des distances frontales inégales[1]. A éclairage équivalent, il faudra préférer les lentilles à longue distance frontale, car elles permettent l'examen de préparations de grande épaisseur qui ne pourraient être observées qu'écrasées sans leur secours.

L'image agrandie fortement est toujours forcément beaucoup moins éclairée que l'objet ; ce défaut est encore accentué par la perte d'un certain nombre de rayons à la suite des réfractions multiples et inévitables que

1. On en fait l'application dans l'obtention des lentilles à grand angle d'ouverture.

ceux-ci subissent dans leur parcours à travers les milieux divers interposés entre l'œil et l'objet. Les micrographes mettent un soin tout particulier à éviter cette déperdition de lumière ou à y parer, car elle enlève de la netteté en même temps que de la vigueur à l'image. Ils y parviennent par plusieurs moyens que nous énumérerons successivement lorsque nous y serons portés par notre exposition. Nous décrirons seulement ici les objectifs à grand angle d'ouverture et à immersion qui ont été construits dans ce but.

Plus l'objet enverra de rayons lumineux vers l'objectif, plus son image sera éclairée. La quantité de lumière perçue par l'objectif étant liée à l'étendue de surface éclairante dont il peut intercepter les rayons, il y aura intérêt à construire des jeux pouvant recevoir même les rayons fort obliques émis par des points fort éloignés de l'objet. C'est cette idée qui a donné naissance aux *objectifs à grand angle d'ouverture,* qui doivent leur nom à ce fait que les rayons extrêmes utilisés se coupent sous un angle assez grand en se rencontrant. On a vu cet angle poussé jusqu'à 155°, mais on ne peut dépasser certaines limites, car les grands angles ne s'obtiennent qu'aux dépens de la longueur de la distance frontale, et par l'exagération (commune en Angleterre) il arrive un moment où celle-ci devient si courte que l'objectif, ne pouvant être employé qu'avec des préparations d'une minceur extrême, devient incommode.

Tous les rayons admis par l'objectif ne concourent pas à la formation de l'image, les plus obliques surtout ; mais ceux-ci sont néanmoins fort utiles en frappant latéralement les saillies de la préparation et en produisant des points éclairés et ombragés qui donneront, avec le sentiment du relief, plus de finesse à l'image. Les avantages réalisés sont assez considérables pour faire préférer un objectif à large ouverture donnant une image bien éclairée et nette à un objectif fournissant une image plus amplifiée, mais sombre.

Les objectifs à grand angle d'ouverture sont d'un usage journalier ; les *jeux à immersion et à correction,* dont nous parlerons bientôt, sont réservés pour des grossissements considérables : 500 diamètres et au-dessus.

Il reste toujours un certain espace entre l'objectif et le couvre-objet[1] ; la chose est fâcheuse, car une partie des rayons se perdent à la suite des réfractions violentes qu'ils subissent au contact de la couche gazeuse dont l'indice de réfraction s'éloigne considérablement de celui du verre. Dès 1844, Amici combattait ce défaut en substituant à la lame gazeuse une colonne liquide d'essence d'anis ou d'eau distillée dont l'indice se rapproche davantage de celui du verre. On y parvient de la façon la plus simple en déposant une grosse goutte du liquide sur le couvre-objet, puis en descendant l'objectif

1. Petite lame de verre fort mince qu'on place sur l'objet pour en égaliser la surface.

parfaitement propre jusqu'au contact du ménisque ; la capillarité fait le reste. L'objectif plonge dans le liquide, d'où le nom d'*immersion* qui a été donné à cette façon de procéder. Cette disposition augmente encore l'angle d'ouverture. Les objectifs à immersion — dits *homogènes*, s'emploient avec un mélange d'essence de fenouil et d'huile de ricin : avec les autres, on se sert simplement d'eau distillée.

Au point de vue pratique, il faut bien se garder 1° de l'emploi de tout liquide (de l'eau simplement filtrée par exemple), qui pourrait, en s'évaporant, obscurcir la lentille terminale en y laissant quelque dépôt, 2° de transformer les objectifs ordinaires en objectifs à immersion (qui ont une construction spéciale), sous peine de détruire l'achromatisme si le liquide employé agit sur le baume du Canada, ou d'obtenir les effets optiques les plus fâcheux si le liquide vient à se glisser entre les lentilles du jeu.

Objectifs à correction. — Le couvre-objet ayant le défaut, d'autant plus marqué que son épaisseur est plus considérable, de dévier les rayons lumineux provenant de l'objet et par conséquent d'altérer l'image, Amici avait proposé comme remède l'emploi de couvre-objets d'épaisseur déterminée pour chaque objectif. Ce procédé étant peu pratique, on lui préfère les objectifs à correction, inventés par Ross, qui amènent le redressement des rayons, quels que soient le sens et l'amplitude de la déviation, par l'écartement ou le rapprochement des lentilles au moyen d'un collier placé dans la partie supérieure du jeu. Nous bornant au côté pratique [1] : pour se servir de ces appareils, on opère par tâtonnements en tournant doucement le collier soit de gauche à droite pour rapprocher les lentilles, soit de droite à gauche pour les écarter jusqu'à ce que, le point le plus favorable ayant été dépassé, l'image devienne moins nette ; on revient alors sur ses pas et l'on fixe l'appareil. Il faut, bien entendu, avant d'observer, rétablir le point qui se trouve perdu après chaque déplacement des lentilles. Le sens du mouvement est donné par un index latéral courant le long d'un espace divisé en deux parties : l'une indiquée par la lettre C (couvert), correspond à la correction nécessitée par un verre épais, l'autre D (découvert), à celle exigée par un verre mince.

Choix d'un objectif. — Quelles sont, pour conclure d'une façon pratique, les qualités que doit posséder un bon objectif ? Il doit :

1° Être parfaitement achromatique ;

2° Donner un champ de vision très plan ;

3° Avoir une distance frontale suffisante ;

4° Donner des images dont le dessin sera fin, vif et net. Cette propriété

1. Pour plus de détails, voir Robin, *le Microscope*, p. 187 et Trutat : *le Microscope* p. 33.

constitue le *pouvoir définissant* qui dépend de la correction plus ou moins parfaite des aberrations de sphéricité et de dispersion;

5° Avoir un certain *pouvoir pénétrant*, c'est-à-dire permettre de distinguer non seulement la partie qui est exactement au point, mais aussi une certaine épaisseur autour de ce lieu. Cette propriété est d'autant moins accentuée que l'angle d'ouverture est plus grand ; exagérée, elle nuit au pouvoir définissant ;

6° Posséder le *pouvoir séparateur*, *résolvant ou analytique*, c'est-à-dire faire saisir nettement des détails très fins, tellement pressés les uns contre les autres qu'ils peuvent, en se fondant, donner lieu à de fausses interprétations. On juge des pouvoirs résolvant et définissant au moyen des *test-objets*, préparations spéciales présentant de fins détails de structure. L'emploi des test-objets, simple en principe, ne laisse pas cependant de présenter certaines difficultés dans la pratique ; il réclame en effet une très grande habitude du microscope et des test-objets en particulier, car il est important de savoir que certains détails qui échappent à l'éclairage direct demandent absolument la lumière oblique pour être perçus, et de plus qu'un test-objets donné n'a de valeur que si on l'emploie avec une amplification convenable.

Ainsi un grossissement de 30 à 40 diamètres doit laisser résoudre les stries longitudinales et transversales des écailles coniques du poisson d'argent (*Lepisma saccharina*); celles des écailles arrondies du même insecte devront être facilement perçues avec une amplification de 100 à 150 diamètres. Un grossissement de 200 à 250 et la lumière oblique doivent laisser voir les lignes longitudinales et transversales des écailles du papillon femelle du *Satyrus janira*. On doit avec une amplification de 330 diamètres environ distinguer les disques sombres, alternativement épais et minces, des fibrilles musculaires isolées de l'aile de l'hydrophile. Les objectifs faibles à immersion laissent distinguer avec l'éclairage central, lorsqu'ils sont parfaits, les petites granulations arrondies du *Pleurosigma angulatum*, (Diatomée); ces granulations se confondent en lignes dirigées dans trois directions différentes lorsqu'elles sont vues avec un grossissement de 150 diamètres et la lumière oblique. La *Surirella gemma* (Diatomée) est réservée pour les objectifs à immersion les plus puissants éclairés par la lumière oblique ; avec ceux-ci apparaissent, outre deux séries, facilement discernables, de lignes transversales et longitudinales, une troisième série de très fines lignes transversales formées par des granulations ovoïdes fortement serrées.

Ces effets n'étant obtenus qu'avec l'accouplement des oculaires, le résultat s'applique en somme à la partie optique entière. Tous n'admettent pas l'utilité des test-objets ; pour le professeur Ranvier le meilleur objectif est celui qui donne l'image la plus nette d'un objet connu.

Les débutants feront donc bien, plutôt que de se fier à leurs propres forces, de se faire assister dans le choix d'un instrument d'une personne rompue au microscope ou, tout au moins, de réserver leur commande pour ces constructeurs que nous avons fait connaître, auxquels on peut s'adresser en toute sécurité.

Des oculaires. — Les oculaires (pl. I, fig. 10) sont formés, d'après les conseils de Huyghens, de deux lentilles plan convexes montées sur des bagues de laiton, fixées elles-mêmes aux extrémités d'un tube cylindrique qui supporte en outre un diaphragme *d*. La lentille inférieure *c* (*verre de champ* ou *oculaire de Campani*) reçoit les rayons après leur passage à travers l'objectif, les rend moins divergents, ce qui diminue un peu la grandeur de l'image formée par l'objectif, et finalement porte celle-ci devant la seconde lentille *f* (*verre frontal ou loupe de l'oculaire*) qui, agissant comme loupe, procure une nouvelle amplification et l'image définitive.

La présence de ce verre de champ qui amoindrit l'effet de l'objectif est une antithèse, cependant le bénéfice que l'on retire de son action est tel que ce serait une grosse faute de le supprimer. En échange d'une diminution de quelques diamètres il assure : 1° l'achromatisme du microscope en forçant les rayons extrêmes dispersés à se superposer et par là à reconstituer la lumière blanche; 2° il permet à l'objectif de recevoir plus de rayons de l'objet, ce qui augmente la clarté de l'image en même temps que le *champ* de l'instrument, c'est-à-dire l'étendue [1] de la partie visible; 3° il permet la correction totale de l'aberration de forme par la loupe qui, sans lui, exagérerait au contraire la convexité de l'image [2].

Le diaphragme placé à peu près au foyer de la loupe de l'oculaire complète l'achromatisme en supprimant totalement les rayons extrêmes. Il joue aussi, par la largeur calculée de son orifice, un rôle important dans la délimitation du champ.

On construit plusieurs variétés d'oculaires qui diffèrent par leur pouvoir amplifiant. On les distingue, à première vue, par leur longueur d'autant moindre que le foyer du verre oculaire est plus court, puis par un numérotage dont les chiffres les plus élevés s'appliquent aux pouvoirs amplifiants les plus considérables. Mais il n'existe qu'un petit nombre de modèles, trois ou quatre, pour cette raison que les agrandissements dus au verre frontal sont toujours accompagnés d'une grande perte de lumière; il y a une limite que l'on ne peut dépasser sous peine d'obtenir des images trop sombres pour être observées sans fatigue. Le plus faible ou n° 1 ayant environ 5 centimètres de long, 54 mm. de foyer grossit à peu près 5 fois ;

1. Qu'il ne faut pas traduire ici par amplification.
2. Voyez Robin, *loc. cit.*, p. 132.

le n° 3 n'a plus que 3 centim., 40 mm. de foyer, mais un pouvoir amplifiant double.

L'oculaire (*oc.*, fig. 7, 8 et 18) se place à l'extrémité supérieure du tube *tu*. Il peut être éloigné ou rapproché de l'objectif par le jeu de la partie X (*tube à tirage*) qui peut s'emboîter (fig. 7), à la façon des membres d'une lunette d'approche, dans la partie *y* ou en saillir (fig. 18). La position de l'oculaire n'est pas indifférente, car plus on l'éloigne de l'objectif, plus les rayons qu'il en reçoit sont divergents, plus l'image sur laquelle il agit est considérable.

L'œil sera placé près du verre frontal, non point d'une façon indifférente, mais à une distance telle qu'il embrasse tous les rayons sortant de l'appareil et allant se croiser au point oculaire. Dans cette position seulement, il embrasse tout le champ de l'instrument qui se trouvera amoindri dans toute autre condition par perte d'une partie des rayons émergents.

Obtention d'un grossissement désiré. — Il résulte de tout ce que nous avons exposé jusqu'ici que, pour obtenir des amplifications différentes avec le microscope, trois procédés sont à notre disposition :

1° Le changement des objectifs;

2° Le changement des oculaires ;

3 Le mouvement du tube à tirage.

Ces moyens peuvent se combiner. Ils ne sont pas également bons.

Nous avons déjà fait remarquer la perte énorme de lumière que procure l'emploi des oculaires, perte d'autant plus grande qu'ils sont plus puissants. Les oculaires de 3 centimètres environ (n° 3) donnent déjà des images assez sombres pour rendre presque inutiles les numéros plus élevés. Ayant le choix, on usera plutôt de l'amplification par les objectifs qui ne produisent pas, à beaucoup près, un obcurcissement aussi prononcé. D'une façon générale, les oculaires forts ne doivent être accouplés qu'aux objectifs faibles et moyens. L'emploi du tube à tirage présente aussi quelques inconvénients : il rend parfois les observations fatigantes en portant l'oculaire à une hauteur difficilement accessible à l'œil ; l'image perd de son éclairage, moins pourtant que par le changement d'oculaire ; enfin, le champ est diminué. Il est bon cependant de faire remarquer les avantages de ce dernier procédé qui, résultat qui semble énorme à première vue, est capable, selon les jeux, de porter l'agrandissement de 3 à 5 et même de le doubler.

Nous ne décrirons l'appareil d'éclairage qu'après la partie mécanique ; on le comprendra mieux alors.

PARTIE MÉCANIQUE

La partie mécanique étant susceptible d'un grand nombre de perfectionnements, nous décrirons d'abord un appareil à la fois simple et précis, le modèle d'étudiant de Verick (pl. I, fig. 7), petit instrument qui, en raison de ses qualités multiples et de son prix modéré, devrait se trouver, avec une composition optique appropriée (ocul. 1 et 3, object, 2-6)[1] dans le laboratoire de tous les pharmaciens.

Le microscope devant être toujours placé dans la situation la plus stable possible, repose sur un large et lourd support de fonte, le *pied p;* sur le pied est fixé un montant creux *co*, la *colonne*, dans l'intérieur de laquelle se trouve, au fond, un ressort à boudin qui pousse vers le haut un long prisme triangulaire *c*[2], dont le mouvement d'ascension est sous la dépendance d'une vis micrométrique *v* qui permet ou combat l'action du ressort. Le prisme entraîne dans son mouvement un tube vertical *pt*, *porte-tube*, auquel il est rattaché par une potence *po*. Dans le porte-tube entre et glisse à frottement le tube *tu*, support immédiat de l'oculaire et de l'objectif. La colonne porte, en outre, vers le milieu de sa longueur une tablette horizontale, carrée, d'un peu plus de 8 centimètres de côté, de laiton noirci, la *platine*, percée d'un orifice assez large dont le centre se trouve exactement en prolongation de l'axe du tube. Sur la platine seront placés les objets à observer; on pourra les y maintenir sans fatigue au moyen des *valets va.* L'espace compris entre les valets et le centre de l'orifice, 3 centimètres environ, est suffisant pour permettre le déplacement facile de la lame porte-objet et l'inspection de sa surface tout entière. Il ne nous reste plus à signaler que l'appareil d'éclairage formé d'un *diaphragme d*, fixé à la face inférieure de la platine, et de la *glace g* dépendance de la colonne.

Nous prendrons comme exemple d'instrument plus parfait le microscope 3 *bis* de Verick (pl. I, fig. 8) qui présente en petit la construction du microscope grand modèle du même fabricant ; mais il faut établir préalablement qu'entre cet instrument et le précédent il existe plusieurs intermédiaires

1. Cette composition peut suffire pour les besoins journaliers : analyses des fécules, des sédiments urinaires, etc., etc... Le microscope ainsi composé doit être regardé comme le type de l'armement indispensable ; on pourra, bien entendu, lui faire subir toutes les améliorations possibles.

2. Ce prisme est bien préférable au cylindre creux qui le remplace dans les *microscopes* d'autres constructeurs. Par sa forme il empêche complètement ces mouvements de latéralité de l'appareil optique, désagréables au plus haut point en ce qu'ils font perdre l'objet à chaque instant. Cet inconvénient se produit fréquemment à la suite du relâchement des vis qui permet au cylindre de tourner dans la colonne.

ne possédant qu'une partie des perfectionnements que nous allons faire connaître.

Le pied est formé ici d'une cuvette renversée de laiton dans laquelle on a coulé du plomb : celui-ci est dissimulé par une feuille de cuir qui ajoute à la fixité en empêchant l'instrument de glisser sous l'influence des trépidations du sol ou de la table. Une modification, des plus communes, consiste dans l'addition d'un genou *ge* qui permet de faire basculer le corps du microscope pour lui donner une position inclinée moins fatigante pour l'observateur ; son utilité, d'après moi, est fort contestable, au moins pour l'étude, car si la direction du tube repose le ligament cervical, en revanche les mains fatiguent beaucoup, retenues par le soin constant de maintenir la préparation entraînée par la déclivité de la platine. La position inclinée ne peut être employée qu'avec des préparations closes sous peine de voir le véhicule s'écouler et souiller la platine ; elle convient bien mieux aux salons et aux conférences qu'aux laboratoires.

Beaucoup plus intéressante est l'adjonction d'une crémaillère, *cr*, qui permet le déplacement vertical rapide du tube, déplacement qui était obtenu dans le modèle précédent par le glissement du tube dans le porte-tube, car ce mouvement ne s'opère bien souvent que d'une façon inégale, saccadée, fâcheuse même parfois pour les préparations et les objectifs qui sont brisés lorsque le porte-tube serre trop ou que le tube se trouve oxydé ou encrassé par le contact de la main.

On protège par une lame épaisse de verre noir la platine de laiton qui perd très facilement sa coloration sombre et devient brillante, ce qui donne lieu dans le porte-objet à des jeux de lumière désagréables. Cette addition la met également à l'abri de l'action des réactifs dont on fait un usage si fréquent et si varié aujourd'hui. Rien n'est fastidieux comme le changement des objectifs, car cette opération demande un temps assez long ; en outre, elle ne s'opère pas toujours sans danger pour la préparation et l'objectif lui-même, quand, par exemple, l'observateur, croyant, à tort, avoir enrayé le pas de vis du cône dans celui de l'objectif, abandonne ce dernier qui tombe sur l'objet. On évite tous ces ennuis par l'emploi du *revolver r*, petit appareil formé de deux plaques de cuivre superposées : l'une, fixe, se visse sur le cône, l'autre, mobile, reçoit deux objectifs (ceux que l'on emploie couramment) qui, échangeant leur position, se placent sous le tube ou s'en écartent, par une simple rotation de 180° sur le pivot *z*. Il suffit de rétablir le point. M. Verick construit même, depuis très peu de temps, des revolvers, portant trois objectifs, perfectionnés à tel degré que pour trois objectifs donnés l'appareil se trouve constamment au point.

Si les études réclamaient l'emploi presque simultané d'un plus grand nombre d'objectifs, il faudrait préférer aux revolvers les *extracteurs ou*

adapteurs, petites pièces cylindriques qui se vissent sur le tube et retiennent les objectifs par la pression d'un ressort à boudin caché dans leur intérieur ; une simple poussée de bas en haut suffit pour libérer ou fixer le jeu de lentilles.

La *platine tournante ou à tourbillon* ne se rencontre que dans les microscopes d'un certain prix ; elle permet à l'observateur de donner à l'image l'orientation la plus convenable pour l'étude, le dessin ou l'éclairage, et cela sans que l'objet quitte le champ, sans que le point se trouve changé. Cette disposition rend des services certains pour le dessin, elle est presque indispensable aux naturalistes qui s'occupent d'anatomie comparée. Dans quelques microscopes (M. goniométrique à platine graduée de Verick, par exemple) la platine étant divisée en deux parties superposées, la supérieure se déplace seule dans un plan horizontal par un mouvement de rotation sur l'axe prolongé du tube pris comme centre. Plus souvent, et notamment dans le microscope que nous avons figuré, cette partie entraîne dans son mouvement toute la portion supérieure du microscope qu'elle supporte ; la rotation s'obtient en poussant latéralement la colonne.

Enfin dans quelques instruments, dits à *platine mobile*, d'un usage peu fréquent, la platine ou une pièce appliquée sur elle peut se mouvoir dans toutes les directions du plan horizontal par l'action de deux vis de rappel jouant à angle droit. La préparation entraînée présente, successivement et sans secousses, tous ses points à l'objectif ; la manipulation est très longue, le perfectionnement peu pratique.

APPAREIL D'ÉCLAIRAGE

L'appareil d'éclairage est destiné à compenser la perte de lumière due à l'agrandissement de l'image. Son étude est complexe ; on peut en juger : on fait surtout usage de la lumière blanche solaire, mais on emploie aussi la lumière des lampes à gaz, à huile, à pétrole, etc., etc. ; on utilise les lumières monochromatique et polarisée ; l'objet peut être éclairé par transmission ou par réflexion, par des rayons droits ou obliques. Les instruments spéciaux consistent en glaces, diaphragmes, loupes, condensateurs, polariseurs ; ils sont employés isolés ou combinés.

Les procédés différant du tout au tout selon que l'on fait usage de la lumière *transmise* [1] ou de la lumière *réfléchie* et, de plus, la première étant d'un emploi de beaucoup plus fréquent que la seconde, nous parlerons d'abord de celle-là et des instruments qu'elle réclame.

1. Ou *traversante*, parce qu'elle ne parvient à l'objectif qu'après avoir traversé l'objet.

Définissons d'abord ce qu'on entend par *éclairage droit et oblique*. Lorsque les rayons envoyés de bas en haut traversent la préparation dans une direction sensiblement parallèle à l'axe, l'*éclairage est direct* et l'image obtenue est une véritable projection géométrique de l'objet. Vient-on à faire tomber sur l'objet, toujours de bas en haut, des rayons fort inclinés sur l'axe, l'*éclairage est oblique*, les parties tournées vers la source lumineuse, recevant seules normalement les rayons, se détachent en clair sur un fond plus sombre : l'image prend du relief. Robin n'attache pas une grande importance à l'éclairage oblique ; s'il facilite la perception de certains détails très fins (limites très déliées de cellules, etc.), il cause, par contre, la perte de beaucoup de lumière, expose à de fausses interprétations par l'ombre projetée, enfin fait disparaître certains détails[1]. Dans les microscopes les plus simples (fig. 7, pl. I) l'appareil ne comporte qu'un diaphragme *d* et une glace *g*. Le diaphragme est ici une plaque circulaire de laiton fixée sous la platine excavée pour la recevoir ; une saillie très légère, visible en *d*, en permet la manœuvre qui consiste en un simple mouvement de rotation sur le pivot *z* ; le diamètre de cette plaque est tel que celle-ci obstruerait complètement l'orifice de la platine si elle n'était percée d'un certain nombre de vides circulaires d'amplitudes différentes (le plus petit ponctiforme, le plus grand égalant l'orifice de la platine) disposés de telle façon que leurs centres viennent se placer successivement, par le mouvement du diaphragme, dans l'axe prolongé du tube.

La glace placée sous la platine est tantôt portée par le pied, tantôt par la colonne, comme le montrent les figures 7 et 8 ; elle est mobile et peut, en raison de la disposition des articulations de son support *s*, se mouvoir dans toutes les directions de l'espace. Une de ses faces est noire, l'autre est réfléchissante et concave, ce qui permet de concentrer sur la préparation toute la lumière que la glace reçoit.

Par le jeu du diaphragme on diminue à volonté le champ, le limitant à la partie intéressante de la préparation qui tranche nettement sur l'encadrement noir, l'œil n'étant pas attiré ni fatigué par l'image inutile et parfois peu nette des parties voisines. L'effet sera surtout sensible si l'on manœuvre la glace pour concentrer sur cette surface réduite les rayons qui serviraient à l'éclairage de la partie supprimée. Les diaphragmes, peu en usage avec les objectifs très faibles, sont d'un emploi fréquent avec les objectifs forts. L'amplitude de l'ouverture sera calculée sur le diamètre de l'objet à observer et la largeur du champ ; il est bon d'adopter pour les besoins journaliers une grandeur moyenne : un orifice de 3 à 5 mm. de diamètre me semble le plus

1. « L'examen fait à l'aide de la lumière oblique n'apprend, en général, rien de plus qu'avec l'éclairage direct. » (*Loc cit.*, p. 412.)

convenable pour les grossissements de 60 à 300 (2-6 Verick, par exemple).

Pour donner l'éclairage direct, la glace tournée vers la source lumineuse sera disposée de telle façon que son centre se trouve exactement dans l'axe du tube, position représentée dans la figure 8 ; elle sera placée assez bas pour que les rayons incidents ne puissent être interceptés par la platine. L'intensité de l'éclairage varie avec la distance qui sépare la glace de la platine ; le maximum est obtenu lorsque le foyer du miroir se trouve à 2 mm. environ au-dessus de la face supérieure de la platine, hauteur à laquelle se trouve l'objet déposé sur le porte-objet ; quand le foyer se trouve en deçà ou au delà de ce point, l'éclairage est d'autant plus affaibli que l'écart est plus grand, connaissance utile, car elle nous permet une graduation de la lumière, souvent trop vive, avec les objectifs faibles. Pratiquement, on applique d'abord l'œil au microscope, on place aussi exactement que possible le centre de la glace sous l'axe du tube, on dirige celle-ci vers le foyer lumineux en lui donnant l'inclinaison nécessaire pour que les rayons réfléchis s'engagent franchement dans le tube, ce dont on s'aperçoit par l'éclairage intense du champ. On met alors au point et l'on prend la quantité la plus convenable de lumière en déplaçant verticalement le miroir tout en lui conservant l'inclinaison voulue.

Pour obtenir la lumière oblique, on fera quitter l'axe optique au miroir en le repoussant sur le devant ou sur les côtés de la platine, plus ou moins selon l'inclinaison que l'on désire, mais pas assez cependant pour rendre impossible soit la réception des rayons, soit leur renvoi sur l'objet.

Voyons maintenant les perfectionnements : le plus commun porte sur le miroir qui présente deux faces polies de courbures inégales ; la moins concave [1], réservée aux faibles grossissements, est destinée à éviter cet éclairage trop vif qui, loin d'être utile, irrite la rétine, cause des phosphènes et la céphalalgie. Les mouvements de la double glace sont facilités par l'adjonction d'une glissière qui rend mathématiques les déplacements selon la verticale et procure rapidement l'éclairage le plus favorable (fig. 8).

Le diaphragme, plaque circulaire, laisse bien souvent à désirer en raison du centrage peu exact de ses orifices et de sa mobilité extrême, (mobilité que les constructeurs pourraient combattre à peu de frais par l'adjonction d'un ressort), aussi est-il remplacé dans les microscopes de prix par un chariot (*ch.* fig. 8, pl. I) pouvant se mouvoir horizontalement dans une coulisse fixée à la face inférieure de la platine. Ce chariot porte une pince cylindrique retenant un cylindre creux et vertical *pd*, au sommet duquel on place les diaphragmes *d*, petites pièces mobiles de laiton qu'on peut amener exactement à la hauteur de la platine par le glissement du porte-

1. Parfois, un des miroirs est tout simplement plan.

diaphragmes. Quand le chariot est au bout de son parcours, le centre du diaphragme coïncide avec l'axe optique et est maintenu dans cette position d'une façon immuable On peut par le mouvement vertical du porte-diaphragmes venir en aide à la glace dans la pondération de la lumière, car le diaphragme entraîné interceptera une portion du cône lumineux, formé par la glace, d'autant plus considérable qu'il se trouvera plus rapproché de celle-ci et que lui-même aura un orifice plus étroit.

Le chariot est parfois remplacé par une plaque horizontale mobile sur un pivot fixé à la platine. Cette disposition a l'avantage de rendre plus rapide le changement des diaphragmes ; par contre, elle enlève de la stabilité à l'appareil. Avec les objectifs forts à immersion, l'éclairage par la glace est insuffisant, il faut absolument avoir recours aux *condensateurs*, jeux de 2-3 lentilles qui agissent non seulement en concentrant les rayons sur un espace très restreint, mais en supprimant aussi les irisations que produit la

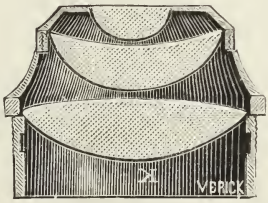


Fig. 2. — Concentrateur Abbé vu en coupe médiane.

glace lorsque son foyer ne coïncide pas exactement avec la préparation. L'appareil le plus usité est celui de Dujardin dans lequel la glace est remplacée par un prisme à réflexion totale qui envoie sur la lentille inférieure du jeu un faisceau de rayons parallèles. Le condensateur proprement dit se glisse dans le tube porte-diaphragme qui présente à sa base un pas de vis destiné à le maintenir. Le foyer se trouve exactement à 2 mm. au-dessus de la platine, ce qui exige l'usage de porte-objets de cette épaisseur.

Le *concentrateur d'Abbé* (fig. 2), plus pratique, est destiné à remplacer l'appareil de Dujardin. Il se place dans le porte-diaphragmes. Celui-ci est monté, dans les nouveaux microscopes de Verick, sur crémaillère verticale, disposition heureuse qui permet de graduer rapidement l'éclairage en écartant plus ou moins de la préparation le foyer du concentrateur (fig. 3). Sous le concentrateur se trouve un anneau mobile, se déplaçant horizontalement sous l'action d'une seconde crémaillère, destiné à porter des diaphragmes spéciaux donnant à volonté les rayons centraux ou marginaux. L'appareil est éclairé avec les rayons parallèles réfléchis par la glace plane. La figure 3 montre les différentes parties du concentrateur disposées pour

la démonstration et non dans la position qu'elles occupent lorsqu'elles sont en jeu.

La *lumière réfléchie* n'est employée que dans un nombre très restreint de cas : avec les objets opaques ou demi-transparents. La préparation étant placée sur la platine et sur un fond noir, que l'on obtient en présentant devant l'orifice la partie pleine du diaphragme, on concentre sur elle, de haut en bas, les rayons lumineux au moyen d'une loupe maintenue au-

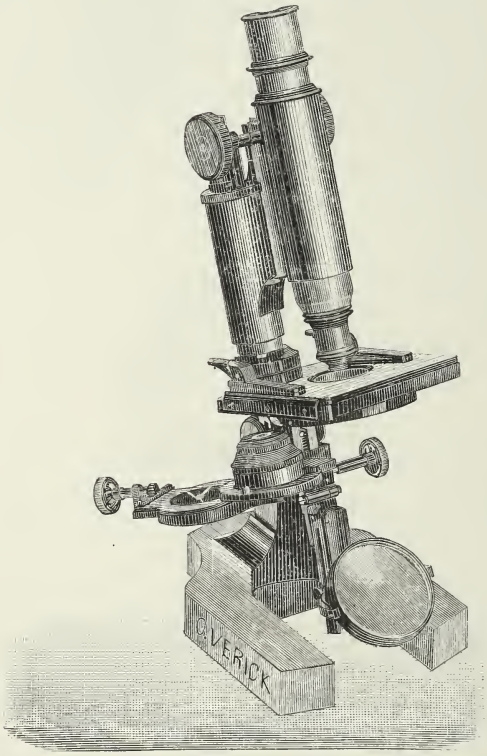


Fig. 3. — Microscope portant le concentrateur Abbé.

dessus de la platine. La loupe est tantôt indépendante du microscope (fig. 17, pl. I), tantôt fixée au porte-tube ou à la platine.

Si la distance frontale ne se prête pas à ce moyen d'éclairage, on a recours au miroir concave de Lieberkhun que l'on fixe sur l'objectif qui le traverse. Le côté poli, étant tourné vers la préparation, reçoit de bas en haut, à travers l'orifice de la platine, les rayons lumineux qu'il réfléchit sur l'objet.

Sources de lumière. — Le soleil est, à beaucoup près, la source à laquelle on a le plus souvent recours, mais il faut certaines précautions pour en tirer le meilleur parti. On ne peut songer à utiliser les rayons directs qui donnent

un éclairage si intense que l'œil ne peut en supporter l'éclat ; on emploie la lumière diffuse ou réfléchie. On préférera les pièces orientées vers le nord qui ne reçoivent point le soleil ; si cette condition ne peut être réalisée, on munira la fenêtre d'un store blanc d'un tissu assez serré et apprêté, tout au moins la fenêtre portera des rideaux de calicot ou bien la lumière sera atténuée par un verre dépoli placé devant la glace ou sous la platine. On cherchera son éclairage dans le ciel ; la lumière réfléchie par les nuages blancs et élevés est préférable ; le fond bleu et les nuages noirs et bas ne fournissent qu'une lumière insuffisante ; faute de ciel, on se contentera de la lumière réfléchie par un mur blanc. L'intensité de l'éclairage étant liée à l'étendue et à la position de la partie du ciel qui peut envoyer des rayons sur la glace, on devra, pour obtenir le maximum, placer la glace près et à la hauteur de la fenêtre afin de lui permettre la réception des rayons émis par tous les points de l'espace. L'éclairage sera d'autant plus amoindri que la fenêtre sera plus élevée au-dessus de la table et que celle-ci sera, en même temps, plus rapprochée de la fenêtre, car l'espace éclairant est d'autant plus limité et la platine intercepte d'autant plus de rayons que la source lumineuse est plus rapprochée du zénith.

Par contre, on doit préserver de la lumière la platine et l'œil, aussi place-t-on, parfois, devant le corps du microscope un écran opaque qui masque toute la partie supérieure de l'instrument. On devra surtout, lorsque la pièce présente plusieurs ouvertures, éliminer les rayons envoyés par les baies latérales. L'écran de bois noirci à trois faces de M. de Thierry[1], en ne laissant que la glace à découvert, place le microscope dans une condition favorable. Les écrans sont généralement peu employés : ils sont encombrants et même ennuyeux en ce qu'ils plongent une partie de la table dans une obscurité relative peu favorable aux manipulations, aussi certains protègent-ils simplement l'œil par le port de larges visières cintrées fixées sur une casquette ou maintenues sur le front par un élastique.

Le soir et dans les jours sombres il faut recourir à une lampe quelconque : à gaz, à huile, à pétrole, toutes sont bonnes, mais donnent une lumière jaunâtre, surtout la lampe à huile, à laquelle il faut s'habituer. Il est nécessaire d'avoir avec ces lampes des verres bleus qui atténuent la teinte jaune et des écrans de verre faiblement dépoli, indispensables avec les faibles grossissements. Je me sers depuis plusieurs années d'une lampe à pétrole munie de garde-vue blancs et bleus légèrement dépolis. La lampe doit être placée à 50 centimètres environ de l'observateur, le foyer à 20-25 centimètres de hauteur ; on y adjoindra un abat-jour opaque qui maintiendra dans l'ombre la figure et, si faire se peut, la platine du

1. Chez Verick.

AGRICULTU
EXPERIMENT

microscope. Si l'on fait usage de forts grossissements, on interposera entre la glace et la flamme une lentille convergente à large ouverture.

La lumière doit être fixe et la plus blanche possible. On prendra des lampes à pétrole à bec rond (Kosmos ou Brenner) de 12-14 lignes dont on renouvellera la mèche de temps en temps sans s'inquiéter de l'usure (elles s'encrassent facilement) ; les pétroles légers donnent une flamme plus éclairante.

La flamme des lampes à gaz ordinaires oscille trop souvent, on fera usage de la lampe à flotteur-régulateur Ranvier[1] qu'on livre avec abat-jour, verres bleus et blancs et lentille convergente mobile sur une tige métallique. Cette tige peut aussi servir de support à un verre dépoli.

La *lumière monochromatique* bleue est seule en usage. On l'obtient en faisant passer les rayons lumineux à travers une solution de bleu céleste (sulfate de cuivre ammoniacal), bien filtrée et placée dans une cuve à faces parallèles, ou plus simplement à travers une ou plusieurs lames de verre bleu, au cobalt, placées soit dans le porte-diaphragme, soit sur la platine elle-même au-dessous de la préparation.

Pour avoir la *lumière polarisée*, on fixe dans le tube porte-diaphragme un prisme de Nicol (*polarisateur*). L'appareil complet comprend, en outre, un prisme *analyseur* enchâssé dans une monture circulaire élargie dans le bas, véritable chapeau dont on coiffe l'oculaire. Les analyseurs les plus parfaits se divisent en deux parties : l'une, fixe, porte la graduation en 360°, l'autre supérieure mobile, qui entraîne l'analyseur, porte une aiguille donnant l'angle de déviation. Les microscopes à porte-diaphragmes peuvent seuls recevoir les appareils à polarisation.

Mise au point. — Connaissant le microscope et le jeu de ses organes, quelle est la marche à suivre pour le mettre en usage ?

Après avoir calculé le grossissement convenable, on fixe sur le tube l'objectif et l'oculaire dont l'assemblage répond au désir, puis l'on place la préparation sur la platine en la superposant à l'ouverture du diaphragme, on l'éclaire ensuite. Reste à trouver le point, c'est-à-dire mettre l'objectif en position de donner une image. Cette opération se divise en deux temps pendant lesquels l'œil reste appliqué contre l'oculaire : 1° par un mouvement vertical et rapide du tube, obtenu soit par la crémaillère, soit par le glissement du tube[2] dans le porte-tube, on cherche à obtenir une image quelconque, même fort imparfaite, de l'objet; l'instrument étant ainsi amené dans le voisinage du point, c'est alors que commence la seconde

1. Construite par Wiesneg, rue Gay-Lussac, à Paris.

2. Auquel on imprime en même temps un mouvement de rotation, mesure de prudence qui met à l'abri des inconvénients d'une descente trop rapide et irrégulière : bris du couvre-objet, de l'objectif, écrasement de la préparation.

A. MALOINE

LIBRAIRIE MÉDICALE

91, BOULEVARD SAINT-GERMAIN, 91

PARIS

PRÉCIS ÉLÉMENTAIRE

D'ANATOMIE PATHOLOGIQUE

PAR

ABADIE-LEROY

de la Faculté de Paris

In-18 de 288 pages, 1887, prix. . . . . 4 fr.

Voici un excellent petit livre que l'auteur a écrit particulièrement dans le but de fournir aux étudiants un manuel dans lequel ils puissent revoir rapidement et avec fruit les questions d'atanomie pathologique qui leur sont posées aux examens.

Les médecins y trouveront aussi un memento où ils pourront retrouver facilement les connaissances déjà acquises dans les traités généraux.

L'ouvrage est divisé en quatre parties, dont la première est consacrée à ce que l'auteur appelle les processus généraux, comprenant l'étude des exsudats inflammatoires et des tumeurs (sarcomes, myxomes, fibromes, carcinomes, tubercules, gommes, etc.).

La seconde traite des maladies des tissus, tissus conjonctif, séreux, cartilagineux, osseux, épithélial (comprenant les maladies de la peau), musculaire et nerveux.

Dans la troisième partie, l'auteur passe en revue les altérations pathologiques résultant des maladies des appareils et des organes, des appareils circulatoires sanguins et lymphatiques, de l'appareil respiratoire, de l'appareil digestif et de ses annexes, de l'appareil urinaire, des organes génitaux et du système nerveux.

La quatrième partie est consacrée à un rapide examen des microbes, microcoques, bactéries, bacilles, spirochætes.

On le voit, le tableau est complet. D'ailleurs les descriptions sont faites d'une manière claire et concise; les particularités caractéristiques y sont bien mises en lumière et débarrassées d'une multitude de détails superflus ou peu constants qui ne font qu'encombrer la mémoire.

M. Abadie-Leroy a d'ailleurs rédigé son travail en tenant compte des plus récents progrès de la science. Aussi a-t-il rendu un vrai service à tous ceux qui s'intéressent à ces questions ou qui sont tenus de les connaître, en leur permettant, comme il le dit fort bien, d'apprendre beaucoup en peu de temps, méthode qui devient aujourd'hui plus indispensable que jamais.

(*Journal de Micrographie.*)

NOUVEAUX ÉLÉMENTS

D'HISTOLOGIE NORMALE

DEUXIÈME ÉDITION

REVUE ET CONSIDÉRABLEMENT AUGMENTÉE

DES NOUVELLES NOTES D'HISTOLOGIE NORMALE

A L'USAGE DES ÉTUDIANTS EN MÉDECINE

PAR

RENÉ BONEVAL

1 vol. in-8, de 272 pages, avec 127 fig. Prix . . 6 fr.

Ce livre est pour ainsi dire un aide-mémoire résumant les notions d'histologie

que les étudiants en médecine doivent posséder. En même temps il rappelle tous les faits qui peuvent donner des points de comparaison pour l'histologie pathologique dont la place devient chaque jour plus grande dans les études médicales.

Nous recommandons vivement cet excellent petit livre à tous les étudiants et en un mot à tous ceux qui veulent se tenir au courant des progrès si rapides de l'histologie. Des figures schématiques très claires sont intercalées dans le texte.

RABELAIS MÉDECIN

NOTES ET COMMENTAIRES

PAR LE

DOCTEUR FÉLIX BRÉMOND

TOME I

GARGANTUA

Avec portrait à l'eau forte, fac-similé de l'écriture de Rabelais, figures anatomiques

In-18, 1879. Prix, 3 fr.

TOME II

PANTAGRUEL

Avec une préface de M. le docteur HAHN, bibliothécaire en chef de l'Ecole de Médecine et un Portrait.

In-18, 1888. Prix, 3 fr.

EXTRAIT DU BULLETIN DE L'ACADÉMIE DE MÉDECINE

SÉANCE DU 5 JANVIER 1888

M. LABORDE : J'ai l'honneur d'offrir à l'Académie, de la part de l'auteur, la seconde partie de **Rabelais médecin**, avec notes et commentaires, par M. le docteur Félix Brémond.

Après **Gargantua**, qui a déjà vu le jour, et que l'Académie a reçu des mains du regretté Chéreau, voici **Pantagruel** ; il est, en tout, digne de son aîné, et nous ne pourrions mieux caractériser cette œuvre historique qui donne une saveur nouvelle à l'œuvre désopilante de notre illustre ancêtre et confrère, qu'en citant les propres paroles, par lesquelles M. le Dr Hahn, le savant bibliothécaire de la Faculté de médecine, termine la préface dont il a honoré cette édition :

« Il est certain que la lecture de Rabelais serait indispensable à qui voudrait écrire l'histoire de la médecine, à la Renaissance. Les commentaires érudits de M. le Dr Brémond sont, sous ce rapport, une bonne fortune pour le public : érudition, précision dans les indications, choix judicieux des anecdotes et des citations historiques, rien n'y manque. C'en est assez pour assurer à la seconde partie de **Rabelais médecin** le même succès qu'à la première. »

EXPOSÉ PRATIQUE

DU

TRAITEMENT DE LA RAGE

PAR

LA MÉTHODE PASTEUR

HISTORIQUE ET DESCRIPTION DE LA RAGE,
COLLECTION COMPLÈTE DES COMMUNICATIONS DE M. PASTEUR,

Technique de sa méthode

RÉSULTATS STATISTIQUES, ETC., ETC.

PAR

LE Dr J.-R. SUZOR

DOCTEUR EN MÉDECINE DES FACULTÉS DE PARIS ET D'ÉDIMBOURG ;

Délégué par le Gouvernement de l'île Maurice pour étudier à Paris la méthode de prophylaxie de la rage après morsure.

Avec figures dans le texte et précédé d'une lettre autographe de M. PASTEUR

1 vol. in-8, prix. . . . . 5 fr.

Ce livre est l'hommage d'un élève à son maître, un fervent disciple de l'homme qu'une basse envie cherche à amoindrir sous le prétexte que l'inventeur du traitement de la rage n'aurait pas toujours réussi dans ses expériences. Qu'importe, la voie est ouverte, et ce n'est pas à nous autres Français, à dénigrer l'œuvre éminemment humanitaire de M. Pasteur. Un journal anglais, « le *British medical* » du 17 septembre, terminait un long article par ces paroles : « La méthode de M. Pasteur demande évidemment d'être consacrée par l'expérience des années, pour que la science puisse la placer au rang qu'elle mérite parmi les moyens thérapeutiques.

« En attendant, nous avons un motif justifié de nous réjouir de ce que, grâce à M. Pasteur, nous venons de faire un grand pas dans la connaissance de la plus cruelle des maladies. »

Il n'y a pas besoin d'insister sur l'utilité et l'intérêt du travail publié par le Dr J.-R. Suzor.

(*Le Livre*, Décembre 1887.)

L'exposé pratique du traitement de la rage par la méthode Pasteur, est jusqu'à ce jour l'ouvrage le plus complet qui soit paru sur ce sujet, le seul qui contienne la technique du traitement antirabique ainsi que la collection complète des communications de M. Pasteur, et les discussions et rapports des savants étrangers sur ce mode de traitement de la rage.

L'extrait de la table des matières ci-contre donnera du reste une idée exacte du développement de l'ouvrage du Dr J.-R. Suzor.

EXTRAIT DE LA TABLE DES MATIÈRES

DU

TRAITEMENT DE LA RAGE PAR LA MÉTHODE PASTEUR

PREMIÈRE PARTIE

Résumé historique et descriptif.

Rage du lapin.
Rage du chien 1° furieuse.
— 2° mue.
Incubation.
Rage du chat.
Prophylaxie générale.
Rage humaine convulsive.
— paralytique.
Anatomie pathologique.
Incubation chez l'homme.
Fréquence de la rage suivant les saisons.

DEUXIÈME PARTIE

Communications de M. Pasteur.

1re Pathogénie.
2° Moyen de communiquer la rage à coup sûr et de diminuer la durée de l'incubation.
3° Nouveaux faits pour servir à la connaissance de la rage. Premier pas dans la voie de la découverte de la prophylaxie de la rage.
4° Microbe de la rage. Série de passages de la rage par lapins. Moyen pratique d'obtenir des chiens réfractaires à la rage.
5° L'atténuation de la rage.
6° Faite au Congrès International de médecine de Copenhague. Revue générale de la question. Premiers résultats des expériences de contrôle de la commission officielle française.
7° Méthode pour prévenir la rage après morsure. Premières applications chez l'homme. Mode d'action des inoculations préventives.
8° Résultats de l'application de la méthode pour prévenir la rage après morsure.
9° Nouveaux résultats de l'application de la méthode. Statistique de la mortalité après morsure par loups enragés.
10° Nouveaux résultats. Méthode intensive.
11° Lettre à M. Duclaux. Revue générale de la question. Mode d'action des inoculations. Durée de l'immunité. Premiers résultats statistiques des stations antirabiques étrangères.

TROISIÈME PARTIE

Technique. Résultats statistiques, etc.

Le chien enragé, le lapin enragé.
Stérilisation des instruments.
Le bouillon.
Bouteille à dessication.
Seringues à injections hypodermiques.
Les lapins.
Cadavres des animaux morts de la rage.
La moelle ; préparation du virus vaccinal.
Les inoculations.
Schéma pour l'examen des mordus.
Une séance d'inoculation.
Nombre des inoculations.
Conditions du traitement.
Résultats statistiques.
— après morsure par loups enragés.
Cautérisation.
Coefficient de protection de différents procédés de vaccination.
Discussion de quelques points débattus.
Résultats obtenus par différents expérimentateurs étrangers.
Conclusion. — Bibliographie.

QUATRIÈME PARTIE

Appendice.

Rapport de la commission anglaise sur le traitement de la rage par la méthode Pasteur.
Rapport abrégé des expériences de M. Horsley.
La méthode Pasteur en Italie, conclusion des débats de la Société des naturalistes et des médecins de Naples sur le traitement antirabique de M. Pasteur.

HAVRE. — IMPRIMERIE DU COMMERCE, 3, RUE DE LA BOURSE.

opération : la recherche de celui-ci. On y arrive par deux procédés : au moyen de la vis micrométrique (*v*, fig. 7-8, pl. I) que l'on tourne doucement dans le sens favorable qui est indiqué par le perfectionnement progressif de l'image et cela jusqu'à ce que, par la continuation du mouvement, celle-ci perde de sa netteté ; on revient alors un peu en arrière pour retrouver l'image la plus satisfaisante : l'instrument est au point. On peut aussi faire mouvoir l'oculaire au moyen du tube à tirage ou d'une crémaillère spéciale (fig. 4), l'écartant ou le rapprochant de la platine afin d'amener la coïncidence de l'image formée par l'objectif avec l'ouverture du diaphragme de la loupe. Ranvier recommande ce mode opératoire dans les cas où l'on

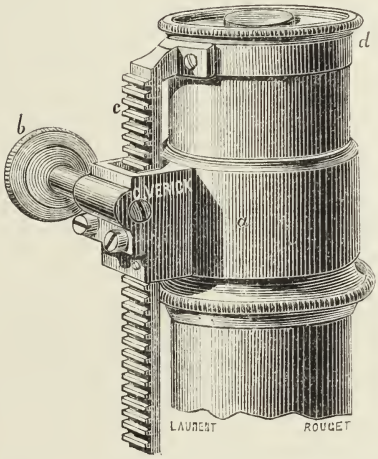


Fig. 4. — Crémaillère porte-oculaire.

fait usage d'objectifs à court foyer avec lesquels on est exposé à écraser la préparation dans la mise au point par la vis micrométrique.

Il est avantageux de rechercher avec un objectif faible le point le plus favorable de la préparation et de le fixer, au moyen des valets, dans l'axe optique avant de l'observer avec un objectif puissant. On évite non seulement ainsi une grande perte de temps, mais on se fait aussi une idée générale fort utile de la préparation ; le revolver rend, dans ce cas, des services inappréciables.

En s'en tenant à ce que nous venons d'exposer, on ne perçoit qu'un seul plan de la préparation ; on peut acquérir une notion exacte de la forme des éléments en faisant rouler entre les doigts, dans d'étroites limites, la vis micrométrique ; les différents plans viennent successivement au point : l'esprit assemble les images et reconstitue le solide. Un bon micrographe est doublé d'un géomètre rompu à la pratique des projections.

CONSERVATION DU MICROSCOPE

Le microscope, instrument de précision, réclame des soins minutieux pour ne pas être mis rapidement hors d'usage. Il doit être manié avec douceur : les chocs amenant bientôt le relâchement des vis fixées, pour la plupart, dans du laiton, substance peu résistante. Les trépidations du chemin de fer suffisent pour détériorer un instrument dont l'emballage est défectueux.

Il faut éviter de mettre en contact des parties brillantes tout liquide susceptible de dissoudre le vernis qui les recouvre. Les parties mates : le tube, l'intérieur du porte-tube, seront tenues dans un grand état de propreté par une friction un peu énergique au moyen d'un linge sec. Il ne faut pas faire usage d'huile, comme certains le préconisent, l'oxydation suivant rapidement et forcément l'emploi de cet adjuvant. On tend actuellement à recouvrir ces parties de nickel ; en tous cas, leur nettoyage doit être fréquent lorsque les instruments sont dépourvus de crémaillère, si l'on veut éviter ces mouvements de descente brusques et fâcheux dont nous avons déjà parlé plusieurs fois.

La platine devra être essuyée chaque fois qu'elle sera souillée par un corps quelconque, voire même par de l'eau qui fixe le porte-objet à la platine et en empêche le déplacement à tel point que certains (dois-je le dire ?) l'emploient pour suppléer aux valets.

La glace, les objectifs, les oculaires seront essuyés avant et après chaque manipulation. On emploiera, pour cela, un morceau de batiste neuve ou un morceau d'amadou bien souple et dépourvu d'éléments résistants. Il faut rejeter complètement le vieux linge qui abandonne toujours des peluches ; l'oculaire de Campani peut en retenir une quantité assez notable pour amoindrir et obscurcir le champ. On procédera avec délicatesse pour ne pas entamer le verre, altérer l'étamage. On essuiera seulement la face libre des lentilles, les autres étant protégées par l'armature n'ont pas besoin d'être touchées. La lentille supérieure de l'objectif, qui ne peut être atteinte avec le chiffon, sera brossée avec un pinceau de blaireau bien sec et pas gras. Une fois par an seulement, on nettoiera toutes les lentilles sur leurs deux faces avec un linge fin imbibé 1° d'un peu d'alcali volatil très étendu, 2° d'alcool ; on ne laisse point en contact, on passe le linge, puis on sèche immédiatement. Si pendant l'observation l'objectif était souillé par le véhicule, on procéderait *immédiatement* à son nettoyage et aussi à celui du couvre-objet, s'il y a lieu, pour éviter le retour de ce fait fâcheux.

Le microscope, étant en parfait état, sera placé, au repos, à l'abri des

poussières, soit dans sa boîte fermée hermétiquement si l'on n'en fait un usage journalier, soit, tout monté, sous une cloche de verre rodée reposant sur une plaque de verre dépoli, s'il en est autrement ; les jeux de lentilles pourront être disposés à côté de lui, les objectifs étant enfermés dans leur gaine.

CHAPITRE II

DE L'OUTILLAGE[1]

L'outillage est aussi intéressant à étudier que le microscope. Le résultat final dépend autant de sa perfection que de l'habileté de l'opérateur et du bon conditionnement de l'appareil optique. Sans être très complexe, il demande un certain nombre d'instruments[1] :

1° Une *table* d'une fixité absolue, rigoureusement plane, horizontale, ayant au moins $0^m,75$ de large sur $1^m,10$ de long, peinte en noir mat et munie d'un tiroir jouant facilement. On pourrait prendre comme type la table de cuisine, que son grand poids rend peu mobile. Elle sera placée devant et près d'une fenêtre, sa surface au niveau des vitres, ce qui lui donnera une élévation variable sans que celle-ci puisse cependant descendre au-dessous de $0^m,70$. Si la hauteur devient plus considérable, une barre transversale y sera ajoutée au-dessous pour donner plus de fixité et poser les pieds. Dans le tiroir seront placés les petits instruments d'un usage journalier. Les côtés de la table ne doivent, en aucun cas, être transformés en armoire ou supporter de nombreux tiroirs, sources d'ébranlement et d'incommodités pour l'opérateur qu'ils emprisonnent dans un espace resserré.

2° Le *siège* sera un tabouret ou une chaise dont le dossier ne dépassera pas les reins afin de laisser toute liberté à la partie supérieure du corps. La *hauteur du siège* sera calculée, chose importante, pour permettre la vision avec l'oculaire et l'objectif assemblés, la tête étant presque droite, le tube à tirage au bout de sa course. Si le siège était placé plus bas, l'œil ne pourrait

1. M. Cogit, 17, quai Saint-Michel, fait spécialement le commerce des accessoires de *microscopie*.

atteindre l'oculaire dans toutes ses positions ; plus haut, il obligerait à courber fortement les reins, position très fatigante et anti-hygiénique.

3° Les préparations sont toujours déposées sur des lames (*lames*, *porte-objets* ou *slides*) de verre simple premier choix, dit extra-mince, parfaitement planes, sans stries ni bulles, de 76 mm. de long sur 26 de large. Les bords de ces lames doivent être rodés pour faire tomber le tranchant et supprimer certains jeux de lumière dans l'épaisseur du verre, qui rendent, parfois, l'image nébuleuse.

4° Les *couvre-objets*, *covers ou lamelles*, avec lesquels on protège et aplanit la préparation, sont de petites lames d'un verre extraordinairement mince, spécial. Le modèle courant a 18 mm. de côté et un peu moins de 2/10 de millimètre d'épaisseur. On fait des lamelles plus minces encore (1/10), que l'on réserve pour les objectifs puissants ; il faut rejeter les lamelles de plus de 3/10, incommodes en ce qu'elles ne peuvent être employées qu'avec des objectifs très faibles.

Ces verres doivent toujours présenter une transparence parfaite. On les lavera avec de l'eau légèrement acidulée, puis on les rincera dans l'eau pure et mieux dans l'alcool. S'ils sont gras, on préférera une lessive très étendue de soude au liquide acide. Pour éviter le bris en les essuyant, on les saisira entre le pouce et l'index recouverts d'un linge fin et non pelucheux, et on les fera rouler entre ces deux doigts sans trop de force, en ayant soin de ne pas laisser se tendre le linge.

5° Des *aiguilles droites* fortement emmanchées, les unes très pointues (fig. 4, pl. I), les autres élargies en fer de lance au sommet (*aiguilles à cataracte*, fig. 3, pl. I). Ces dernières serviront à couper et, au besoin, à transporter les préparations sur le porte-objet.

6° Ce transport se fera aussi au moyen de *pinceaux de blaireau*, qui seront également employés à étendre les tissus mous sur le slide.

7° Plusieurs *scalpels* de différentes grandeurs.

8° Des *pinces* à pointes fines et à ressort très doux.

9° De grands et de petits *ciseaux*.

10° Une petite *scie à main* à découper le bois pour diviser les corps très durs : os, bois, etc., et la moelle de sureau, sans faire de déchet.

11° Plusieurs *rasoirs* de bonne qualité (ils ne seront jamais assez bons) à lame aussi longue que possible. Il y a discussion entre les micrographes quant à la forme du tranchant droit ou légèrement cintré, à la forme excavée ou plane des faces ; sans vouloir trancher la question, il me semble que les rasoirs présentant une face plane sont préférables lorsqu'on en fait usage avec le microtôme. Les rasoirs seront affilés souvent sur une pierre d'Amérique, à grain fin, premier choix ; « la lame étant bien posée à plat et maintenue par une légère pression sur la pierre enduite d'huile de pied de

bœuf et mieux de glycérine étendue et alcoolisée, on la pousse lentement et avec fermeté dans une direction perpendiculaire à la ligne du tranchant, et de manière que le tranchant marche en avant en refoulant le liquide devant lui. Arrivé à l'extrémité de la pierre, on soulève la lame, on la replace au point de départ et on recommence 8 à 10 fois[1]. » Le rasoir peut être employé immédiatement s'il ne s'est pas produit de morfil (petites pellicules d'acier saillant sur le tranchant, provenant d'un repassage poussé trop loin); dans le cas contraire, on fera d'abord disparaître ces accidents au moyen du *cuir à rasoir* ou mieux en faisant courir le tranchant entre les fibres ligneuses des bords d'une mince planchette, et le repassant deux ou trois fois à la pierre. Le rasoir doit être absolument réservé pour l'obtention des coupes.

Les scalpels et aiguilles à cataracte seront repassés de même.

12° Lorsqu'on désire obtenir de bonnes coupes ayant plus de 5 mm. de diamètre, il faut absolument avoir recours à un *microtôme*, instrument très répandu dont on construit aujourd'hui un grand nombre de modèles; certains, d'un mécanisme très compliqué, sont d'un prix fort élevé. Je me bornerai à décrire le plus simple qui est en même temps le moins coûteux et le plus employé; il peut du reste fournir entre des mains exercées les meilleurs résultats. C'est le microtôme de Ranvier (fig. 6, pl. I); il consiste en un cylindre *c*, surmonté d'une plate-forme *p*, contenant une sorte de piston qui se meut dans le cylindre sous l'action d'une vis micrométrique *v*.

Celle-ci permet de faire saillir au-dessus de la plate-forme d'une quantité minime, que l'on règle à volonté, l'objet à découper placé dans la partie supérieure vide du cylindre et tenu là immobile par des cales de moelle de sureau fortement comprimée. Pour obtenir la coupe, on enlevera la partie saillante en faisant courir obliquement sur la plate-forme le rasoir appliqué à plat sur elle. L'on donnera plus de fixité à la pièce en la plongeant toute montée dans un cristallisoir contenant un liquide indifférent: eau, alcool; la moelle en se gonflant formera étau[2].

Certains microtômes présentent plusieurs cylindres concentriques. Le diamètre du piston étant alors calculé sur celui du cylindre le plus étroit, il faut, lorsqu'on fait usage d'un cylindre plus large, interposer, pour régulariser la pression, entre l'objet et le sommet du piston, une rondelle de plomb de grandeur appropriée.

Le microtôme de Lelong (fig. 5) est un excellent petit instrument qui a cet avantage sur le précédent de ne réclamer qu'une main pour le manie-

1. Des préparations *microscopiques* par Gröndland, Cornu et Rivet. 1872.
2. Pour l'obtention des coupes sans le secours du microtôme voyez plus loin.

ment de la vis, ce qui permet d'obtenir en quelques instants un nombre considérable de coupes.

13° Des *flacons à réactifs* (fig. 16, pl. I) dont le bouchon à l'émeri fait compte-gouttes.

14° Un certain nombre de *petits baquets à dissection* à bords renversés (fig. 15, pl. I) de 5 à 8 centimètres de diamètre pour recevoir les coupes et les microtomes.

15° Des *verres de montre* à fond plat et à fond rond (allant au feu) dans lesquels on fera les traitements par les réactifs et les colorations. On pourra

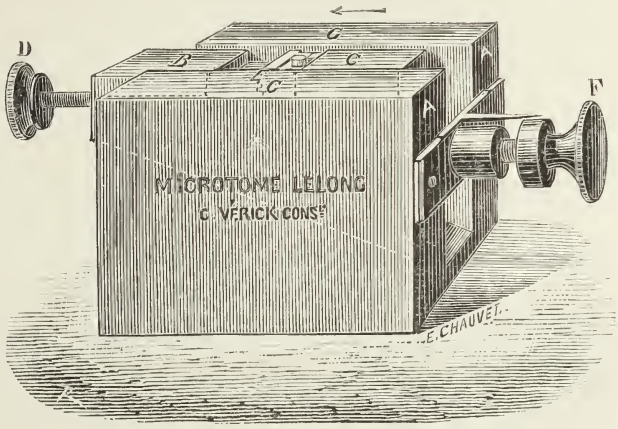


Fig. 5. — Microtome de Lelong.

avoir pour le même usage de *petites boîtes de verre* dont le couvercle modérera l'évaporation du liquide.

16° Une *lampe à alcool* avec son trépied. On fera bien de substituer à la mèche ordinaire la mèche tressée des lampes à essence qui peut fournir une flamme très réduite, convenant au plus haut point aux opérations de micrographie.

17° De la *moelle de sureau* bien saine, dépourvue de résidu ligneux. 18° Du *papier à filtrer* entier et découpé en rectangles de $1^{cm}/5^{cm}$ qui serviront à enlever le liquide déposé en excès sur le porte-objet. 19° Des *étiquettes* gommées et mieux de petits *rectangles de carton blanc* de 1 mm. d'épaisseur et de 15 mm. de long sur 10 de large que l'on colle symétriquement des deux côtés de la lame et sur lesquels on note les divers renseignements intéressant la préparation : nom du tissu, sens de la coupe, nom du préparateur, époque de l'obtention, etc. 20° L'histologie animale réclame, en outre, une *seringue* [1] ou un appareil à injection

1. Consultez à ce sujet Latteux : *Technique microscopique*, p. 107.

avec canules de diamètres différents et canule perforante de Pravaz. 21° Il faudra joindre à ces objets des épingles, du liège en plaque, de petits entonnoirs, des flacons de différentes grandeurs pour les macérations, des agitateurs de verre, des tubes effilés formant pipette, et plusieurs autres objets, d'une application restreinte, que nous ferons connaître en temps et lieu.

CHAPITRE III

DES PRÉPARATIONS

OPÉRATIONS PRÉLIMINAIRES

La matière à l'état naturel ne se trouve pas toujours en position d'être observée ; il faut lui faire subir alors préalablement des manipulations, appropriées aux différents cas qui peuvent se présenter, que nous allons passer rapidement en revue, nous en tenant ici aux généralités, renvoyant, afin d'éviter les redites, à la technique spéciale pour les cas particuliers.

1° *Fixation des formes.* — Cette opération est nécessitée soit par la prompte altération de certains éléments après leur mort, soit par la contraction qu'ils éprouvent pendant l'agonie. On emploie dans le premier cas des substances coagulantes : l'alcool absolu, la solution alcoolique de bichlorure de mercure à 2 0/0, l'acide chromique ; dans le second un poison foudroyant : quelques grammes d'acide osmique en solution au centième [1].

2° On est souvent forcé en histologie végétale de s'adresser à des échantillons desséchés qui résistent au rasoir ou se brisent au moindre choc si l'on n'a soin de leur *rendre* préalablement leur *consistance première*. On y parvient quelquefois de la façon la plus simple par une macération plus ou moins prolongée dans l'eau froide (fleurs); l'infusion est préférable

1. L'acide osmique se réduit très rapidement au contact des substances organiques. Il faut, pour obtenir une solution stable, rincer le flacon à l'émeri dans lequel on fera la solution 1° à l'acide sulfurique concentré, 2° à l'alcool, 3° à l'eau distillée. On nettoiera de même l'extérieur du petit tube scellé à la lampe, renfermant l'acide, que l'on précipite contenu et contenant, après l'avoir ouvert avec une pince, dans l'eau distillée pesée et récemment filtrée qui doit servir à la solution.

pour les tissus plus résistants : feuilles coriaces, tiges, racines. Je préfère cependant de beaucoup la macération plus ou moins prolongée dans le liquide suivant : Eau 70, lessive des savonniers 5, glycérine 25 ; sous son influence, le tissu s'imbibe également, reprend toute son élasticité, et, chose importante, le ligneux ramolli se laisse entamer avec une facilité surprenante ; il faut, avec ce liquide, se tenir en garde contre l'action de la soude sur le contenu des cellules.

3° *Précipitation.* — Le corps se trouvant à l'état de solution doit être précipité et, autant que faire se peut, à l'état cristallin. Il est possible d'y arriver : 1° par la dessiccation (saccharose, inuline) ; 2° par le déplacement du dissolvant par un liquide dans lequel la matière est insoluble (précipitation de l'inuline par macération dans l'alcool à 90°) ; 3° en formant une combinaison insoluble ou peu soluble de la substance (urée précipitée à l'état d'azotate d'urée).

4° *Dissolution et précipitation.* — La substance étant amorphe et engagée au milieu de matières étrangères est traitée par un dissolvant approprié qui l'abandonnera soit par évaporation (recherche de la cholestérine), soit par l'action d'un réactif (recherche de l'acide urique dans un calcul). Le corps prendra l'état amorphe ou cristallin selon la rapidité avec laquelle le dépôt se sera effectué.

5° *Dissolution et destruction.* — Certains matériaux inutiles deviennent incommodants soit par leur fluidité, qui leur permet de se répandre sur toute la préparation et de l'obscurcir, soit par leur masse impénétrable aux rayons ; on s'en débarrasse par des dissolvants ou des réactifs appropriés. L'alcool, l'éther, le chloroforme sont employés pour dissoudre les huiles grasses et essentielles, les résines, la cire, la chlorophylle ; l'acide acétique dissout le protoplasma ; les acides étendus font disparaître l'amidon avec le concours de la chaleur, etc.

La *décalcification* doit être placée ici bien que son but soit différent. Elle consiste dans l'enlèvement par des acides étendus des incrustations calcaires (os, dent, coralline) qui empêchent l'action du rasoir.

La *délignification*, qu'on obtient par la macération des tissus végétaux dans une solution étendue de soude ou de potasse, est opérée dans la même intention.

6° On a recours à la *pulvérisation* lorsque le corps homogène et bien sec présente des éléments assez résistants pour être simplement dissociés par le choc (fécules granulées, noyaux scléreux).

7° Quand on veut étudier isolément les éléments d'un tissu et que l'on ne peut avoir recours à la pulvérisation, il faut s'adresser aux *isolants* ou *dissociants*. Nous renvoyons au corps du livre pour les dissociants spéciaux, nous en tenant ici aux procédés généraux.

On fait en histologie animale un usage courant de la macération dans la *liqueur de Muller* composée de : Eau 100, bichromate de potasse 2, sulfate de soude 1 ; on fera bien d'y ajouter quelques gouttes, par litre, de phénol ou de thymol pour empêcher le développement des végétations qui envahissent assez rapidement les pièces plongées dans son intérieur. Ce liquide est en même temps conservateur (à ce titre il peut servir à ménager l'alcool) et durcissant. L'alcool à 30° centésimaux est également un bon dissociant.

En histologie végétale, on emploie le *procédé de Schultze* qui consiste à faire bouillir dans un tube pendant quelques minutes des fragments de tissus additionnés 1° de leur volume de chlorate de potasse cristallisé, 2° d'acide nitrique en quantité suffisante pour submerger le tout. Les fragments sont ensuite lavés à grande eau, puis dans l'alcool bouillant.

Il faudra compléter, le plus souvent, l'action des dissociants soit par le *grattage* au moyen du scalpel, soit par la *dilacération* au moyen des aiguilles.

8° *Durcissement.* — Le corps est trop mou, il fuit sous le rasoir; il faut lui donner de la consistance. L'alcool à 95° est seul employé, ou peu s'en faut, par les botanistes; on fait plus particulièrement usage pour les tissus animaux de la liqueur de Muller, de l'alcool à 90°, de la solution aqueuse saturée d'acide picrique, enfin de la dessiccation.

9° *L'encollage* est spécial à l'histologie animale. Il est destiné à communiquer à la pièce une résistance qu'elle ne peut acquérir par la simple immersion dans les durcissants. La pièce, étant découpée en cubes ayant au plus 1 centimètre de côté, est durcie 1° par une macération de vingt-quatre heures dans l'alcool à 90°, 2° par une seconde macération pendant un temps égal dans une solution aqueuse saturée d'acide picrique. Elle est ensuite plongée, pendant plusieurs jours, dans une solution sirupeuse de gomme arabique de façon à s'en pénétrer complètement; l'on précipite ensuite la gomme au milieu des tissus par l'immersion des cubes dans l'alcool à 95°. La coupe obtenue, on élimine la gomme par une macération dans l'eau.

10° *Encastrement.* — Si le corps, étant mou, ne se prête pas aux manipulations précédentes, ou s'il est trop petit pour être tenu à la main, on l'emprisonne dans un milieu résistant qui fournira un point d'appui.

La matière la plus employée est la moelle de sureau dont les bâtons, fendus longitudinalement et également à la scie, seront creusés sur leurs faces planes d'anfractuosités un peu moins volumineuses que l'objet, mais de même forme, de telle façon que l'objet, étant placé dans ces cavités, subisse une légère compression par le rapprochement des deux moitiés du bâton (tiges, racines, pétioles).

S'il s'agit d'une membrane un peu résistante (limbe de feuille), on ne

fendra que partiellement la moelle de sureau de façon à la transformer en une pince à branches immobiles entre lesquelles on introduira la membrane ; on la maintiendra en place par une légère pression de la main sur les branches. On se sert aussi de cire et de paraffine que l'on coule dans un petit moule de papier ou de métal mouillé, au centre duquel on a préalablement placé l'objet.

Les filaments (textiles, etc.) seront disposés parallèlement en mèche et plongés ensuite, à plusieurs reprises et à quelques minutes d'intervalle, dans un bain de paraffine fondue, tenue près de son point de solidification. La petite bougie refroidie se laissera manier facilement. On ne se débarrassera, la coupe obtenue, de la paraffine que si la chose est absolument nécessaire ; l'opération se fera alors sur le slide, la préparation maintenue par le cower, au moyen de benzine ou d'éther dont on fera passer un courant entre les deux lames.

Les corps pulvérulents ou peu volumineux que l'on voudra sectionner seront fixés à la surface d'un bâton de sureau au moyen d'une solution peu épaisse de gomme arabique. En sectionnant la moelle en tranches très minces, on obtiendra en même temps des coupes de l'objet. On peut dans quelques cas remplacer la gomme par le collodion (ovules durcis dans l'alcool).

OBTENTION DE LA PRÉPARATION

Véhicules. — Avant toutes choses, établissons que l'objet n'est que très rarement observé *à sec*, c'est-à-dire simplement déposé sur une lame et abrité ou non par un cower (os), et que, tout au contraire, il est le plus souvent placé dans une goutte de liquide bien transparent, sans action sur lui, que l'on nomme véhicule. Parmi les véhicules les plus employés, certains (eau, glycérine additionnée d'un tiers d'eau) conservent toujours leur consistance liquide, d'autres (résines, gélatine) passent, peu après l'usage, à l'état solide et emprisonnent l'objet.

L'eau et la glycérine peuvent devenir nuisibles en certains cas; il faudra s'adresser alors à des liquides spéciaux (iodosérum, etc.) ne s'appliquant qu'à des cas restreints que nous signalerons en temps et lieu.

Les véhicules solidifiables sont : 1° le baume ou *térébenthine du Canada* qu'il faut souvent ramollir par une douce chaleur avant d'y plonger la préparation ; 2° la solution chloroformique de *résine dammar*[1]; 3° les bons *vernis incolores à l'alcool* du commerce (vernis à étiquettes, par

1. Ces véhicules, fort épais, sont conservés dans des flacons *ad hoc*, à large ouverture, clos à l'émeri par un couvercle. On les manipule au moyen de petites baguettes de verre conformées en cure-oreilles.

exemple)[1]. Ces véhicules, ayant tous pour base une résine, exigent que la préparation soit bien sèche ou complètement privée d'eau par l'alcool, ce qui n'est pas toujours possible. On leur substituera alors la *gélatine glycérinée* que l'on obtient en faisant gonfler, puis dissoudre, dans 3 parties d'eau distillée une partie de grénétine bien blanche, et ajoutant au mélange chaud 4 parties de glycérine. Cette préparation est amenée au moment du besoin à consistance convenable par la chaleur du bain-marie.

Certains laissent les véhicules résineux se solidifier seuls et lentement, d'autres hâtent la prise en chauffant la préparation : les essences ou le dissolvant sont chassés, la résine se solidifie par le refroidissement. On obtient ainsi les préparations à sec, appellation impropre. Beaucoup de Diatomées sont montées de cette façon.

Des préparations. — Décrivons maintenant les différents modes opératoires nécessités par les états fort divers dans lesquels se présentent les corps à observer.

1° Si la *substance est en suspension dans un liquide et s'y trouve en quantité considérable* (hématies dans le sang), il suffira de puiser avec une pipette une gouttelette du liquide, de la déposer sur la lame et de l'y étendre soit avec l'aiguille, soit par de petits mouvements saccadés imprimés au porte-objet. Le liquide sert ici de véhicule.

2° *La substance étant encore en suspension dans un liquide ne s'y rencontre qu'en quantité minime.* — Le liquide est versé dans un verre conique et abandonné au repos pendant plusieurs heures. La matière se rassemble à la surface ou au fond du vase selon sa densité ; elle est recueillie par décantation avec un peu du liquide ambiant. On est ramené ainsi au cas précédent (analyse des sédiments urinaires).

3° *Le corps est pulvérulent.* On n'en prend qu'une quantité fort minime en roulant dans sa masse une aiguille droite très légèrement humectée. En agitant ensuite celle-ci dans la goutte de véhicule déposée sur la lame elle lui abandonne la poudre dont les éléments peu serrés laissent facilement passer la lumière et analyser leurs contours (analyse des fécules).

4° *Le corps est filamenteux.* — S'il n'est pas contractile et doit être étudié selon la longueur, il sera tout simplement déposé dans le véhicule et redressé, s'il en est besoin, au moyen des aiguilles. S'il est contractile, il sera porté sur une lame bien sèche et y sera fixé par une de ses extrémités au moyen d'une goutte de cire ou de paraffine, on l'étendra, puis on fixera la seconde extrémité comme la première. On versera seulement alors le véhicule.

1. Je fais depuis longtemps usage du vernis à étiquettes et je m'en trouve fort bien. Sa fluidité le rend plus commode que les autres liquides.

Si l'on désire des coupes, on réunira plusieurs filaments en les disposant parallèlement, afin que le rasoir les rencontre tous dans la même position, puis on les encastrera. Les filaments contractiles ne seront encastrés qu'après avoir été tendus comme il a été dit un peu plus haut. Le collodion convient bien à ce cas.

5° *Le corps est membraneux.* — On peut l'étudier de plusieurs façons.

a. *On le laisse entier.* S'il est rigide (épiderme des végétaux), il suffit de l'immerger dans le véhicule en tenant compte, si les deux faces sont dissemblables, du côté que l'on tourne vers l'objectif. S'il est mou et s'est plissé, il sera étendu dans le véhicule, au moyen des aiguilles, avant d'être recouvert par la lamelle. S'il est contractile, on le portera sur une lame sèche et on fixera d'abord une de ses extrémités par la pression du doigt maintenue assez longtemps pour amener l'adhérence ; on étendra la membrane et l'on fixera comme précédemment le côté opposé. Le véhicule ne sera déposé qu'après cette manipulation.

b. *On l'étudie en coupe.* Si la membrane présente une résistance suffisante, elle sera encastrée dans une pince de moelle de sureau. Si elle est molle et qu'elle ne puisse supporter l'encollage, on la fixera au sortir de l'alcool sur une feuille de papier à filtre qui lui donnera la résistance suffisante pour être introduite dans la pince de sureau. Le durcissement par l'alcool suffit généralement pour les membranes végétales.

c. On peut avoir recours à la *dilacération* lorsqu'on veut tout simplement étudier les éléments séparés. Une petite portion de l'objet, qui a été préalablement traitée, s'il y a lieu, par les isolants, est portée sur la lame dans une goutte de véhicule, et, tandis qu'elle est maintenue dans le liquide par la main gauche armée d'une aiguille, la droite portant une seconde aiguille lui fait subir une suite de tractions dans le sens de la moindre résistance, tractions qui finissent par la diviser en ses éléments. On enlève, avant de recouvrir de la lamelle, les portions qui ont résisté.

6° *Le corps est massif.* — Il est alors rarement assez transparent pour être déposé directement dans le véhicule ; il faut, en effet, dans la plupart des cas qui semblaient propices au premier abord, avoir recours aux matières éclaircissantes dont nous allons bientôt parler. Il faut employer presque toujours avec les corps massifs la *dilacération* ou le rasoir avec lequel on les réduit en tranches minces appelées *coupes.*

La dilacération se fera sur une petite quantité de matière et sur le porte-objet comme nous l'avons dit précédemment.

Coupes. — Si la matière n'est ni trop volumineuse ni trop résistante, elle pourra être débitée immédiatement et sans intermédiaire. Dans les autres cas on lui fera d'abord prendre la consistance voulue, puis, s'il le faut, elle sera encastrée. A mon avis on devrait toujours encastrer la substance, car

la matière adjuvante facilite singulièrement l'action du rasoir en empêchant l'objet de fuir sous la pression de la lame ; en tous cas, l'objet non encastré doit être appuyé sur un corps un peu résistant : du sureau préférablement à du liège. Si l'objet présente une large surface, il faudra absolument employer un microtome (voy. pag. 32).

Il est indispensable de bien orienter la pièce afin d'éviter les coupes obliques qui, en ne laissant voir ni la projection transversale, ni la projection longitudinale des éléments, ne peuvent donner que des idées fausses. Il faut débiter la matière en tranches minces, d'épaisseur égale, présentant des faces rigoureusement parallèles. Pour arriver à ce résultat, on fera d'abord tomber avec le rasoir toute la partie supérieure de la pièce afin de l'égaliser; les coupes seront obtenues ensuite, quelle que soit la largeur de la substance, par un seul coup du tranchant que l'on fera courir obliquement du manche au sommet par un mouvement qui rappelle le coup d'archet. Le déplacement du rasoir sera rapide sans être précipité, continu, ferme sans aucune hésitation, car l'instrument laisse, sous forme de crête ou de sillon, l'empreinte de chaque nouvelle morsure. La surface libre sera égalisée de nouveau après chaque coupe défectueuse.

Lorsqu'on ne fait point usage du microtome, il est bon de placer la matière dans l'angle formé par la phalangette de l'index gauche légèrement inclinée sur la phalangine et de l'y maintenir avec le pouce de telle façon que sa face supérieure ne proémine que légèrement au-dessus du doigt indicateur. Le rasoir en action glissera sur la saillie que forme la dernière articulation de l'index ; il y trouvera un guide et un appui.

On fait sans désemparer une douzaine de coupes que l'on précipite, aussitôt faites, dans un petit cristallisoir contenant assez d'eau ou d'alcool pour qu'elles puissent flotter librement; les éléments comprimés par le rasoir retrouvent dans le liquide leur forme primitive ; les coupes chiffonnées s'y étalent. On compare les préparations et l'on fait choix des plus convenables. Les coupes les plus minces ne sont pas toujours les meilleures : ainsi les tissus mous des végétaux charnus ne peuvent être bien étudiés que sur des coupes relativement épaisses.

La coupe ne sera transportée sur la lame qu'après que celle-ci aura reçu le véhicule, sans quoi il y a danger d'emprisonner au-dessous d'elle de l'air, ce qui a, nous le verrons, le plus grand inconvénient. Pour la même raison, le cower, pour être appliqué sur la préparation, sera, dans tous les cas, tenu obliquement de façon à ce qu'une de ses arêtes plonge d'abord dans le véhicule ; on lui imprimera ensuite un mouvement de volet sur cette arête afin que ses différents points puissent en se mouillant successivement, chasser l'air devant eux.

. . . . . .

Malgré tout le soin que l'on ait apporté à effectuer les opérations précédentes, la préparation laisse encore parfois à désirer, soit qu'elle renferme de l'air ou que les tissus ne laissent pas passer la lumière ou que, trop transparents au contraire, ils ne laissent pas saisir les lignes de démarcation. Il faudra chasser cet air, éclaircir les tissus opaques, teinter les tissus trop diaphanes.

Bulles d'air. — L'air se rencontre presque inévitablement lorsque le tissu est spongieux ou que la préparation n'a pas été montée avec tout le soin nécessaire ; il se présente soit en nappes, soit en bulles. En nappes, il obscurcit la surface qu'il baigne, lui fait perdre toute netteté, mais cependant la laisse encore deviner; son contour est marqué par un fin liséré noir qu'il faut apprendre à connaître. Il est bien plus désagréable encore lorsqu'il se présente en bulles (*b* fig. 2, 3, pl. II), car non seulement il voile alors complètement le point qu'il recouvre, mais il donne lieu à des jeux de lumière qui se traduisent le plus souvent par un point fortement éclairé entouré d'une ligne plus ou moins épaisse entièrement obscure ou irisée. Pour s'en débarrasser, on immergera la coupe pendant quelques minutes dans l'alcool avant de la porter dans le véhicule, ou, si cette opération est impossible, on la montera sur le porte-objet dans un véhicule peu volatil que l'on chauffera avec précaution, sous la lamelle, jusqu'à l'ébullition. On cessera l'action de la chaleur aussitôt après le départ des trois ou quatre premières bulles, qui auront presque certainement entraîné la totalité de l'air, afin d'éviter le choc répété de la lamelle retombant sur la coupe après avoir été soulevée par les bulles gazeuses.

Des éclaircissants. — Après la glycérine dont l'action est lente, mais de plus en plus accentuée, l'éclaircissant le plus employé est la potasse en solution aqueuse ou alcoolique au dixième. Ce corps agit surtout sur le protoplasma, sur les parois cellulosiques, sur les tissus épithéliaux animaux et leurs dérivés (ongles, cheveux, etc.); mais son action énergique doit être suivie de près : ainsi les coupes végétales suffisamment éclaircies seront lavées à grande eau avant d'être montées pour être complètement privées du réactif. On peut substituer à la potasse la lessive des savonniers étendue de 2 volumes d'eau. Lorsque la substance ne résiste pas à ces deux alcalis, on les remplace par l'ammoniaque. On opérera à froid ou à chaud, selon les cas. L'acide acétique rend le protaplasma soluble dans l'eau et met les noyaux en évidence. J'emploie journellement la solution suivante : Acide acétique 1, glycérine 4, eau distillée 1 ; elle agit non seulement sur le protoplasma, mais aussi sur la chlorophylle à laquelle elle fait perdre la coloration verte, mettant la xanthophylle en évidence, surtout si l'on s'aide du concours de la chaleur.

Les coupes épaisses des tissus végétaux jeunes, riches en protoplasma

(points végétatifs), seront traitées soit par le chlorure de calcium, soit par l'alcool et d'acide azotique, en employant les tours de main suivants :

Chlorure de calcium. — On place la coupe dans un verre de montre avec deux gouttes d'eau, puis on la saupoudre de chlorure de calcium sec en poudre. On amène presque à siccité par une douce chaleur, on lave à grande eau. On monte dans la glycérine. Le contenu est assombri, mais les parois deviennent claires et brillantes.

Alcool et acide azotique. — On plonge la préparation dans l'alcool à 90° et on ajoute de l'acide azotique goutte à goutte jusqu'à dégagement de vapeurs rutilantes. Si la température est froide, on chauffe le tube dans lequel on opère pour faciliter l'action. En quelques minutes ou quelques secondes, selon l'épaisseur du tissu, le contenu des cellules est détruit. On lave à grande eau et on porte dans la glycérine. Si le traitement avait rendu le tissu trop fragile, on décanterait l'eau de lavage et on la remplacerait par quelques gouttes d'alcool qui procureraient la résistance convenable.

On a plus souvent recours en histologie animale à l'essence de girofle ou à la créosote : la coupe dégommée, puis colorée s'il y a lieu, est privée d'eau par un bain dans l'alcool à 90° ; elle est ensuite plongée, après avoir été essuyée sur du papier à filtre, dans quelques gouttes du liquide éclaircissant placées dans un verre de montre ; elle y est abandonnée quelques minutes, puis elle est montée, ayant été de nouveau essorée, dans un véhicule résineux qui agit aussi comme éclaircissant.

Des colorants. — Je me bornerai ici à énumérer les principaux colorants et à donner le moyen de les préparer, renvoyant à la technique spéciale pour les colorants spéciaux et leur mode d'emploi.

Iode. — On a depuis longtemps préconisé l'eau iodée et la teinture d'iode ; à ces deux préparations trop peu ou trop chargées je préfère la solution au centième d'iodure de potassium saturée d'iode. Le liquide, très altérable en raison de la grande volatilité de l'iode, sera maintenu en bon état par l'addition de quelques cristaux du métalloïde. Il colore en brun les substances albuminoïdes, en bleu l'amidon. C'est le réactif par excellence des substances protéiques.

Solution de carmin. — Triturez pendant quelques minutes dans un mortier 0 gr. 50 de carmin fin, n° 40, avec une dizaine de gouttes d'ammoniaque. Ajoutez 100 grammes d'eau distillée. Conservez plusieurs jours dans un flaçon fermé tout simplement par un cornet de papier afin de permettre l'évaporation de l'ammoniaque non combinée. Filtrez ensuite. On peut remplacer une partie de l'eau par de la glycérine. Cette solution colore le protoplasma en rose, les noyaux en rouge. Les acides en précipitent le carmin ; on utilise cette propriété pour fixer ce corps dans ses lieux d'élection : la coloration est faite sur la lame dans le carminate d'ammoniaque

servant de véhicule, on déplace ensuite celui-ci par une goutte de glycérine additionnée d'acide acétique ou formique à 10/0 déposée le long d'un des côtés de la lamelle ; la solution de carmin est aspirée en même temps par un petit morceau de papier à filtre appliqué contre l'arête de la lamelle diamétralement opposée à la précédente. Il y a substitution d'un liquide à l'autre sans aucun mélange; si les choses se passaient autrement, il y aurait formation d'un fin précipité de carmin qui souillerait la préparation.

On a proposé pour des cas spéciaux des solutions boratées et alunées de carmin.

Picrocarminate d'ammoniaque. — Si dans la préparation précédente on remplace l'eau distillée par quantité suffisante d'une solution aqueuse saturée d'acide picrique pour obtenir une liqueur rouge-sang, on aura le picro-carminate d'ammoniaque, le colorant habituel des tissus animaux. Cette solution doit être aussi peu ammoniacale que possible. Elle dépose avec le temps; de plus, elle est facilement envahie par des végétations, faits qui nécessitent des filtrations répétées. Elle colore les tissus en rose ou en jaune selon leurs qualités électives et permet ainsi la distinction d'éléments différents mélangés.

L'*acide osmique* en solution aqueuse à 1 0/0 colore les graisses et la myéline en noir.

Le *nitrate d'argent* en solution aqueuse à 1 0/0 est employé dans les imprégnations pour montrer les limites des cellules endothéliales qu'il colore en noir.

La *teinture alcoolique* d'orcanette (1/5) colore en rouge les corps gras et les résines.

Le *chloro-iodure de zinc* est le réactif par excellence de la cellulose pure qu'il colore en bleu-violet.

Hématoxyline. — Cette liqueur violette qui abandonne facilement sa matière colorante aux noyaux s'obtient par le mélange des deux solutions suivantes : 1° hématoxyline, 0 gr. 35; alcool à 95°, 10 grammes; 2° alun (*alcalin*), 0 gr. 10 ; eau distillée : 30 grammes. Elle s'altère rapidement; il est prudent de n'en préparer que peu à la fois.

Purpurine. — Dans une solution bouillante d'alun à 0,5 0/0 jetez une petite quantité de purpurine broyée dans l'eau distillée ; la solution se fait rapidement. Filtrez le liquide chaud dans un flacon contenant un volume d'alcool à 90° égal au tiers de la solution aqueuse.

Bleu de Prusse. — Prenez bleu de Prusse soluble 1 gramme, acide oxalique 0 gr. 25. Broyez avec une petite quantité d'eau. Laissez en contact quelques minutes, puis ajoutez quantité suffisante d'eau distillée pour obtenir 100 grammes de liqueur.

Safranine. — Mélangez les deux solutions suivantes : 1° alun 0,50, eau 10 ; 2° safranine 0,50, alcool 10 grammes. Colore les noyaux.

Fuchsine. — Sa solution alcoolique est quelquefois employée par les zoologistes. Les botanistes font grand cas de sa solution ammoniacale[1] pour la coloration des parois lignifiées ou subéreuses. Pour l'obtenir, triturez dans un mortier une petite quantité de fuchsine avec quelques grammes d'alcool à 90° de façon à obtenir une solution fortement colorée. Versez-la dans un flacon et ajoutez-y de l'ammoniaque en agitant constamment jusqu'à ce que la masse prenne la teinte paille. Laissez reposer plusieurs jours, filtrez et conservez en vases clos. On peut employer cette liqueur pure et mieux étendue de plusieurs volumes d'eau distillée. Les préparations y resteront immergées pendant plusieurs minutes, puis seront lavées à l'eau distillée, portées ensuite dans un bain d'eau distillée additionnée de quelques gouttes d'acide acétique qui amènera la fixation et l'apparition de la teinte rouge ; la préparation lavée de nouveau à l'eau distillée sera montée dans la glycérine neutre.

On prépare des solutions alcooliques à 1 0/0 d'*éosine*, de *violet de Paris* (violet de méthyl-aniline, Nr BBBBB), de *brun d'aniline* (brun de Bismarck) qui serviront à obtenir, au moment du besoin, les solutions aqueuses étendues (au millième environ) dont on fait seulement usage. Les préparations colorées avec l'éosine seront montées dans la glycérine salée à 2 0/0, celles qui auront été teintes par le violet de Paris seront conservées dans une solution aqueuse saturée d'acétate de potasse ou dans de la glycérine fortement chargée de sel (5 0/0).

La *cyanine ou bleu de quinoléine* sera dissoute dans cinquante fois son poids d'alcool à 90° et le liquide sera étendu de moitié de son poids d'eau. La solution aqueuse de ce corps colore le protoplasma sans le tuer.

Le *bleu d'aniline* est employé en solutions aqueuses très étendues (1 0/0).

Le *vert de méthyle* est actuellement le réactif par excellence des noyaux, il est surtout précieux dans l'étude de la division de cet organisme dont il ne colore que le filament de chromatine. On doit faire usage uniquement du vert-lumière et rejeter le vert-lumière à l'iode. On peut l'employer en solution aqueuse très étendue, mais, cette préparation étant peu stable, il est préférable d'additionner la solution de 1 0/0 d'acide acétique. Non seulement la conservation est ainsi assurée, mais la fixation est plus accentuée; celle-ci réussit rapidement avec les tissus durcis dans l'alcool. On conservera les préparations dans de la glycérine légèrement teintée par addition de quelques gouttes de la solution acétique. Les préparations montées au baume de Canada sont inaltérables ; lorsqu'on désire employer ce mode de conservation, l'on doit colorer fortement la coupe, puis enlever

1. Qui, en réalité, est une solution de rosaniline.

l'excès de vert par des traitements successifs à l'alcool ; on immerge la préparation dans le baume lorsque la teinte convenable est obtenue.

D'une façon générale, il est bon de faire les colorations dans un verre de montre dans lequel on a versé assez de substance pour que la coupe y flotte librement. Les colorations obtenues sur la lame sont le plus souvent inégales.

Conservation de la préparation. — Si dans quelques cas l'obtention de la préparation est chose facile et rapide, nous avons vu qu'il n'en est pas toujours ainsi, aussi est-il sage de conserver les bonnes préparations pour éviter de nouvelles manipulations. Bien que les préparations ne gagnent pas en vieillissant, il y a quand même intérêt à réunir des collections de types, d'objets rares.

Le procédé consiste, en un mot, à empêcher la perte du véhicule et par conséquent l'entrée de l'air et le dessèchement de l'objet. On y parvient en emprisonnant la préparation entre la lame et la lamelle au moyen d'un vernis épais qui, en se concrétant à l'air, empêche tout échange avec l'extérieur.

Ce vernis épais prend le nom de *bitume*, car il avait primitivement pour base une solution sirupeuse de bitume de Judée dans l'essence de térébenthine à laquelle on ajoutait un volume égal de mixtion des doreurs. Cette préparation laisse souvent à désirer, car, en se desséchant, elle se fendille laissant des orifices par lesquels s'échappe le véhicule.

On lui substitue la paraffine fondue que l'on étend avec une tige de fer recourbée, sorte de tringle de rideau, que l'on enduit de matière en la plongeant chaude dans un morceau de paraffine. Le sertissage refroidi est recouvert au pinceau d'une solution alcoolique et sirupeuse de gomme-laque.

Beaucoup préfèrent, et je suis de ce nombre, une solution sirupeuse de cire à cacheter *surfine* dans l'alcool. La cire concassée est placée dans un flacon à col droit avec la quantité d'alcool à 90° juste nécessaire pour l'immerger. La solution se fait à froid ou plus rapidement en plongeant le flacon dans un bain-marie à 70° ; on agite de temps en temps. On amène ensuite à consistance voulue soit par addition d'alcool, soit en chassant l'excès du dissolvant par la chaleur du bain-marie. On conservera le bitume dans un flacon à baume de Canada, mais on remplacera la tige de verre par un petit pinceau de blaireau.

Si les bords de la lame et de la lamelle sont bien secs, on applique directement le sertissage de façon à ce qu'ayant 3 ou 4 millimètres de largeur, il porte mi-partie sur la lame, mi-partie sur la lamelle ; on le laissera sécher et, avant de mettre de côté la préparation, on s'assurera que la fermeture est bien hermétique et l'on donnera, s'il est nécessaire, une seconde et même une troisième couche pour combler tous les interstices.

Si les verres sont humides ou si l'objet risque d'être déformé à la longue par le poids de la lamelle, il faut faire un nouveau montage *en cellule*, c'est-à-dire dans une sorte de petit godet ayant la forme et les dimensions du couvre-objet. La cellule se prépare soit en déposant sur la lame, à la façon du sertissage, une ou plusieurs couches superposées de bitume, selon l'épaisseur que l'on veut lui donner, en ayant soin toutefois de ne renouveler l'opération que lorsque la couche précédente est parfaitement sèche, soit en soudant à la lame au moyen d'un vernis une feuille perforée d'étain et mieux de verre[1].

On monte la préparation dans la cellule avant que la dernière couche de bitume soit complètement sèche et on a soin de mesurer le véhicule pour qu'il remplisse exactement la cavité lorsqu'elle sera recouverte par la lamelle. Les bords du couvre-objet reposeront sur la paroi de la cellule et on les fera pénétrer dans la dernière couche de bitume par une légère pression. Si pendant cette opération il ne s'est point échappé de véhicule, on appliquera immédiatement la fermeture au bitume. S'il en est autrement, on attendra au lendemain que le bitume se soit desséché et ait fait corps avec la lamelle, on enlèvera au moyen d'un dissolvant approprié (eau, alcool, chloroforme) la partie du véhicule qui souille la lame et l'on appliquera la fermeture lorsque toute trace du dissolvant aura disparu.

Si l'on fait usage, ce qui est plus économique, de lamelles carrées, on prendra pour guide dans la fabrication des cellules un parallélogramme, tracé sur la table, ayant les dimensions exactes des couvre-objets ; mais si l'on emploie des lamelles rondes, il faut avoir recours à la *tournette*. Cet instrument consiste en une planchette de bois à l'extrémité de laquelle est disposé un plateau circulaire en laiton pouvant tourner sur son centre qui repose sur un pivot. Sur cette lame sont tracés plusieurs petits cercles concentriques dont le centre commun coïncide avec le pivot et ayant les dimensions des différentes sortes de lamelles. Pour obtenir la cellule, on fixe d'abord la lame sur le plateau au moyen des valets que porte celui-ci, puis appliquant la pointe du pinceau chargé de vernis au-dessus du cercle qui représente les bords de la lamelle que l'on emploiera, on imprime au plateau un mouvement de rotation. La lame entraînée se recouvre d'un cercle de bitume ayant exactement les dimensions voulues ; si l'opération doit être répétée, il faudra avoir soin de ne rien changer au centrage de la lame. La fermeture se fera par le même procédé.

1. Ces dernières se trouvent chez Cogit, 17, quai Saint-Michel à Paris.

CHAPITRE IV

DESSIN ET MICROMÉTRIE

Toute préparation heureuse doit être dessinée et cela pour ces deux raisons que la préparation ne peut que s'altérer avec l'âge et aussi que les résultats acquis doivent être vulgarisés dans l'intérêt général.

La reproduction de la préparation n'est pas chose aussi difficile qu'on pourrait le croire au premier abord, attendu que le dessin micrographique se réduit presque entièrement à du trait et que les formes cellulaires sont relativement peu variées. On peut avec un peu de bonne volonté arriver en quelques mois à une perfection assez grande ; nous en avons eu maintes fois la preuve au laboratoire de l'École de pharmacie de Paris.

On usera de papier glacé, non granuleux, résistant : papier double couronne, à aquarelles, carton bristol ; le fond du dessin sera obtenu au moyen de crayons durs 4-5 Faber, HHHHH graphite de Sibérie, les traits forts indicateurs de l'ombre avec le 2 Faber ou le graphite B. Les crayons seront taillés longuement et la mine sera tenue très effilée, pour permettre l'obtention de traits fins et serrés bien distincts, par une friction souvent répétée sur un petit morceau de papier de verre OO.

On s'en tiendra d'abord à représenter des éléments isolés et, lorsque plus tard on les groupera, on aura bien soin de s'habituer à tenir un compte exact de leurs relations et de leur importance.

L'image aura les dimensions de celle qui est donnée par le microscope, sauf lorsque les traits fins et pressés risquent de se superposer, auquel cas il faudra l'agrandir ; on la diminuera au contraire, lorsque des éléments immenses réclament sans profit une surface énorme. Conventionnellement

le soleil se trouve dans l'angle supérieur gauche du papier ; on en tiendra compte pour les ombres.

On construit différents appareils à l'usage des personnes tout à fait rebelles au dessin ; avant de les indiquer, posons en principe que, quelle que soit leur perfection, ils ne fournissent le plus souvent que des résultats défectueux et que leur rôle se borne à donner les grandes lignes et quelques contours : les *chambres claires* sont surtout dans ce cas. Les lignes du dessin sont tremblotées et ne peuvent que servir de guide, après avoir été en partie effacées, pour un dessin à main levée.

L'*appareil à photographie* est appelé à rendre de grands services, mais jusqu'à présent il n'a trouvé d'application heureuse que dans un nombre de cas restreints : Diatomées, levûres, etc. Il réclame une grande habileté, des préparations spéciales, une installation coûteuse. Esquisser le procédé ne conduisant à aucun résultat pratique, je préfère renvoyer le lecteur aux nombreux ouvrages sur la matière publiés par la librairie Gauthiers-Villars, 55, quai des Grands-Augustins, à Paris [1]. On peut, cependant, tirer bon parti de l'appareil photographique en remplaçant la glace sensible par un verre mince finement dépoli, huilé même au besoin pour lui donner plus de

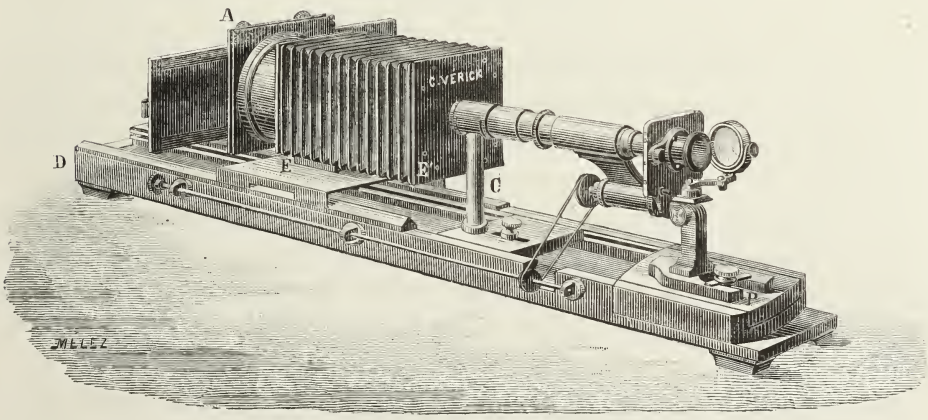


Fig. 6. — Grand appareil photographique du Dr Roux.

douceur, dont la face dévitrifiée est tournée vers l'observateur. L'image étant projetée sur cette face par le verre frontal s'y peindra avec netteté et y sera facilement fixée par le crayon. Je préfère de beaucoup cette méthode à l'emploi de la chambre claire : elle donne des images d'une ampleur con-

1. Nous recommandons surtout l'ouvrage de M. Viallanes : *La photographie appliquée aux études d'anatomie microscopique*. Cet auteur, plus heureux que ses devanciers, décrit une méthode nouvelle plus exacte et plus simple que toutes celles qui ont été proposées jusqu'ici, permettant de photographier les différentes parties des larges coupes.

sidérable et parfaitement éclairées ; elle permet aussi, fait très intéressant, de faire varier dans une certaine mesure l'amplification de l'image en éloignant ou rapprochant la glace dépolie du verre frontal et déplaçant l'image dans le même sens par le jeu de la vis micrométrique.

La figure 6 représente le grand appareil photographique construit par Verick sur les indications du Dr Roux. Cet appareil, monté sur un banc de fonte qui lui donne toute la stabilité désirable, permet d'obtenir des photographies de 9 cent. sur 12 ou de 13 cent. sur 18. Le dessin parfait nous permet d'en éviter la description.

La figure 7 nous fait connaître un petit modèle de chambre photogra-

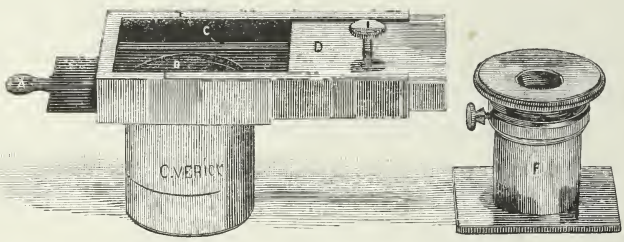


Fig. 7. — Appareil photographique petit modèle. A gauche, la chambre noire; à droite, la loupe pour la mise au point.

phique qui s'adapte tout simplement à la place de l'oculaire. La mise au point exacte se fait en analysant l'image au moyen de la loupe F montée sur un tube à tirage et que l'on règle une fois pour toutes en la fixant dans la position convenable au moyen de la vis latérale.

Les *chambres claires* sont, en somme, des appareils formés de deux prismes dont on utilise la réflexion totale pour faire coïncider l'image de l'objet avec celle d'un papier placé sur le côté du microscope, coïncidence qui permet de fixer sur le papier, par le crayon, les grandes lignes de l'image.

La *chambre claire de Milne-Edwards* perfectionnée par Verick (pl. I, fig. 19) répond mot à mot à la conception théorique : elle est formée de deux prismes *b*, *c*. Lorsque l'appareil est en place, *b* plus volumineux déborde le tube et regarde le papier, *c* beaucoup plus petit obstrue à moitié l'orifice *o* percé dans le laiton protecteur, orifice dont le centre se trouve exactement dans l'axe du microscope. On fixe l'appareil sur la partie supérieure du tube au moyen de l'anneau *a* de telle façon que le prisme *b* soit à l droite de l'observateur. La chambre n'est mise en position que lorsque le microscope est au point et après enlèvement de l'oculaire qu'on replace ensuite. Ces opérations, devant se faire sans changer le point, sont facilitées par un mouvement de bascule de la chambre claire sur la charnière *x* qui lui per-

met de dégager l'extrémité supérieure du microscope en temps voulu.

Plusieurs précautions sont à prendre afin d'arriver du premier coup à un bon résultat. 1° Il faut atténuer en partie l'éclairage de l'image : plus sombre, elle se projette mieux sur le fond blanc du papier ; on y parviendra soit au moyen de la glace convenablement manœuvrée, soit en interposant entre l'oculaire et l'œil un verre bleu. 2° Il est souvent difficile d'apercevoir nettement la pointe du crayon ; on la mettra en évidence en l'entourant d'un papier d'un blanc éclatant. 3° La chambre claire ne donne l'image de l'objet avec ses dimensions réelles que lorsque le papier se trouve sur le même plan que l'image ; or la position de celle-ci au-dessous du verre frontal varie avec les jeux de lentilles, il faudra chercher cette position par tâtonnements en se guidant sur ces faits que l'image est généralement comprise entre 10 et 20 centimètres et qu'elle est d'autant plus éloignée que le grossissement est plus considérable [1]. Le papier étant placé au-dessus du point convenable, le dessin sera plus petit que l'image ; placé au-dessous, il sera plus grand et ce fait se produit toujours lorsqu'on place le papier sur la table, ce que l'on fait habituellement et à tort. 4° Le plan du papier devra être rigoureusement parallèle à la face du prisme qui lui est opposée sous peine de donner des images déformées (le cercle, par exemple, se projette sous forme d'ellipse d'autant plus allongée que la discordance est plus prononcée). Pour assurer le parallélisme, M. Verick rend le grand prisme *b* mobile par le moyen d'un bouton *e* placé dans son axe.

La *chambre d'Oberhauser* (fig. 14, pl. I) est composée de deux tubes inégaux soudés à angle droit : le plus petit vertical *v* sert à fixer l'appareil sur le microscope et prend la place de l'oculaire que l'on supprime, il porte à la partie supérieure un prisme *p* qui réfléchit dans le tube horizontal *h* les rayons provenant de l'objet. Ces rayons traversent ensuite deux lentilles plan-convexes *c*, *c'* et arrivent finalement sur un petit prisme *p'* qui les rend verticaux et les envoie dans l'œil placé au-dessus du cercle qui le protège [2]. Le papier étant disposé ici au-dessous du prisme *p'* est vu directement, contrairement à ce qui se passe dans la chambre claire de Milne-Edwards.

La chambre d'Oberhauser donne des images très réduites ce qui, joint à son prix élevé, doit lui faire préférer soit la précédente, soit la *chambre de Nachet,* excellent instrument dans lequel un même prisme *a* taillé convenablement (fig. 25, pl. I) envoie dans l'axe du microscope les rayons *p* provenant du papier. Un second prisme *b*, fixé au premier, empêche la déviation des rayons *o*, provenant de l'oculaire, qui doivent traverser le premier prisme avant d'arriver à l'œil. Le maniement de l'appareil Nachet est celui

1. Voyez Robin, *le Microscope*, p. 131.
2. Le prisme *p'* a été renversé dans la gravure pour laisser voir la monture.

qui a été décrit pour la chambre de Milne-Edwards ; il faut cependant faire remarquer deux points : 1° l'appareil porte le verre bleu modérateur de la lumière ; 2° la face qui reçoit les rayons lumineux envoyés par le papier est oblique, la planchette à dessin devra donc être inclinée dans le même sens. Cet appareil recouvert de laiton de tous côtés possède une résistance qui fait défaut à l'instrument précédent dont la fragilité est même excessive.

MICROMÉTRIE

La micrométrie (mesure des petites choses) réclame comme appareils spéciaux : 1° la chambre claire, 2° un oculaire micromètre, 3° un micromètre objectif.

L'*oculaire micromètre* doit son nom à la présence, dans son intérieur et au voisinage du foyer du verre frontal (fig. 11, pl. I), d'une glace *m* portant au centre une graduation en 100 parties égales, mais de valeur quelconque. Le verre frontal est porté par un collier mobile *k* au moyen duquel il est placé à hauteur convenable pour donner une image nette et bien distincte de la graduation ; cette hauteur variera, est-il besoin de le dire, avec chaque observateur. L'oculaire moyen n° 2 est ordinairement seul porteur du micromètre ; il n'est pas, du reste, nécessaire de posséder plusieurs oculaires micrométriques différents ; la graduation peut, tout aussi bien, être fixée à l'un ou l'autre numéro au gré du micrographe.

Le *micromètre objectif* est tout simplement une préparation dans laquelle l'objet est remplacé par une graduation sur verre montrant le millimètre divisé en 100 parties (fig. 9, pl. I).

Avec ces instruments deux problèmes sont à résoudre.

1° Avec quelle amplification l'objet est-il vu ? — Cette question qui pourrait être posée : Quel est le pouvoir grossissant d'une combinaison donnée d'objectif et d'oculaire ? n'a pas reçu encore de réponse satisfaisante, sauf dans quelques cas restreints et particuliers. Cependant, plusieurs procédés ont été donnés ; nous nous en tiendrons aux deux plus simples.

a. *Procédé approximatif au moyen de la chambre claire.* — L'image du micromètre objectif, obtenue avec la combinaison mise en expérience (cette opération est longue et difficile pour les débutants en raison de la tenuité des traits qui passent facilement inaperçus pendant la mise au point), est prise à la chambre claire, en calculant avec soin la hauteur du papier (Voy. p. 51) afin d'obtenir un dessin dont les dimensions égalent autant que possible celles de l'image. Ceci fait, on placera en regard du dessin une règle graduée en millimètres et la mesure du grossissement sera donnée par la formule $g = n \times 100$; n étant le nombre de millimètres

de la règle qui se trouvent recouverts par une seule des divisions du micromètre.

Comme il est impossible d'être certain que le plan du papier coïncide avec celui de l'image, le résultat ne sera qu'approximatif et d'autant moins exact que l'écart sera plus grand ; on arrivera facilement à doubler et à tripler l'amplification du jeu et ainsi s'expliquent les pouvoirs grossissants fabuleux de 1500, 2000 diamètres accordés à des objectifs fort ordinaires.

b. *Procédé exact.* — Il est dû à Robin qui avait fait construire un oculaire micrométrique dont le verre frontal, grossissant exactement dix fois la graduation en dizième de millimètre de l'échelle interne, donnait aux divisions la valeur du millimètre. Projetant les divisions du micromètre objectif sur celles du micromètre oculaire, il arrivait facilement à la mesure du grossissement en multipliant par 100 le nombre des divisions de l'oculaire recouvertes par une seule division du micromètre objectif.

Mais, le plus souvent, les divisions du micromètre objectif ne correspondent point à un nombre exact de divisions du micromètre oculaire et il n'y a plus superposition des traits. Dans ce cas, on cherche deux points quelconques où la concordance se rencontre, l'on relève le nombre des divisions de chaque mesure compris dans cet espace et l'on connaît la valeur de la partie occupée sur le micromètre oculaire par chaque division du micromètre objectif en divisant le chiffre fourni par l'oculaire par celui qui a été donné par la graduation objective.

Le procédé de Robin réclame un oculaire spécial, ce qui en limite l'emploi aux combinaisons des objectifs avec cet oculaire. Pour que la méthode passe dans la pratique, il faudrait que l'on connaisse le pouvoir amplifiant du verre frontal de chaque oculaire afin de donner à la graduation une valeur telle qu'elle se présente, vue à travers le verre frontal, comme formée de millimètres.

En résumé, la détermination du pouvoir amplifiant du microscope n'a pas reçu de solution exacte ou pratique.

2° Quelles sont les dimensions de l'objet? — La réponse à cette question, beaucoup plus importante que la précédente puisqu'elle est destinée à nous donner des connaissances précises sur le volume des corps microscopiques, s'obtient rapidement et mathématiquement de la façon suivante : l'objectif étant fixé sur le tube à une distance invariable de l'oculaire micromètre, on cherche d'abord à combien de divisions du micromètre oculaire correspond une division du micromètre objectif ; le centième de millimètre étant divisé par le chiffre obtenu fournit la valeur représentative de chaque division du micromètre oculaire placé dans les conditions données. Remplaçant alors le micromètre objectif par l'objet à mesurer, on toise celui-ci au moyen du micromètre oculaire et on en obtient les dimensions en frac-

tions de millimètres en multipliant le nombre correspondant des divisions de l'oculaire par le quotient de l'opération précédente.

L'unité de mesure micrométrique est le millième de millimètre. — On la représente par la lettre μ ; ainsi les globules sanguins de l'homme ont 8 millièmes de millimètre, soit 8 μ.

LIVRE DEUXIÈME

TECHNIQUE SPÉCIALE

INTRODUCTION

Dans la première séance, le débutant faisant application des éléments contenus dans le livre précédent prendra connaissance du microscope ; il en inspectera le corps, se rendra compte des mouvements de la glace, du tube, du tirage, de la vis micrométrique, des valets. Ayant fait ensuite une préparation de fécule de pomme de terre dans l'eau, il l'observera, après l'avoir éclairée au moyen de la glace, avec tous les objectifs qu'il a à sa disposition, en commençant par les plus faibles et les associant successivement aux différents oculaires, en débutant par les numéros les moins élevés, avec le tube court, puis avec le tube allongé ; il en exécutera les dessins en tenant compte de l'amplification toujours croissante et des points qui apparaissent successivement (forme, hile, couches concentriques (fig. 9, pl. III). Il apprendra ainsi quel est le pouvoir de chacune des combinaisons de lentilles qu'il peut réaliser.

Le débutant observera ensuite des filaments de coton, lin, chanvre, des coupes de moelle de sureau, objets qui se rencontrent souvent accidentellement dans les préparations et qui proviennent des linges employés au nettoyage ou de l'encastrement.

On pourrait prendre, pour examiner les textiles, quelques filaments de ces corps et les dissocier dans l'eau ; mais il est préférable de se placer dans les conditions ordinaires, de mouiller une lame et de la sécher incomplètement avec de vieux linges : elle retiendra quelques parcelles du tissu que l'on observera sous l'eau. (Voy. fig. 8-14, pl. XXXIX.)

Pour la moelle de sureau, on en préparera des coupes transversales et longitudinales, ne recueillant que les plus fines qui flottent longtemps dans

l'air avant de toucher le sol. La coupe transversale (pl. II, fig. 1, oc 1-obj 2; fig. 2, oc 1-obj 6)[1] montre un tissu polyédrique homogène, formé de lamelles minces, mais laissant cependant distinguer avec le fort grossissement des ponctuations *p*. Çà et là, sur le pourtour, se rencontre (pl. II, fig., 2 *r*) une cellule colorée en brun, élément sécréteur s'étendant sans interruption d'un entre-nœud à l'autre. En coupe longitudinale (fig. 3, oc 1-obj 6) les cellules, toujours polyédriques, sont étendues dans le sens longitudinal.

Les coupes de sureau présentent toujours un certain nombre de bulles gazeuses *b* (fig 1-2-3); on s'essayera à les chasser par la lampe à alcool. L'air s'échappe plus facilement de la préparation montée dans l'eau que de celle qui a la glycérine pour véhicule; mais il y a à craindre le dessèchement avec le premier liquide si l'on n'a soin de remplacer la partie évaporée par de nouvelle eau que l'on fait arriver jusqu'à l'objet par capillarité en déposant une gouttelette du liquide le long d'une arête de la lamelle.

En dernier lieu, choisissant une lame enduite d'une petite quantité de poussière, on y placera une goutte d'eau et, après l'avoir recouverte de la lamelle, on recherchera les granules qui la souillent.

Ces manipulations demanderont plusieurs heures, il ne faudra pas les prolonger afin d'éviter les maux de tête, suite inévitable d'une première séance trop longue.

La rétine impressionnée par une lumière trop vive, ou fatiguée, laisse voir, comme à la suite d'un choc, des anneaux colorés, vulgairement trente-six chandelles, qui disparaissent le plus souvent en fermant les yeux pendant quelques minutes ; mais s'ils persistaient après un moment de repos et modération de l'éclairage, il faudrait cesser le travail.

Se superposent parfois à l'image, surtout sur un fond sombre, de petits globules et filaments mobiles à peine teintés nommés *mouches volantes*. On leur donnait anciennement une importance telle qu'on les regardait comme le pronostic d'une amaurose ; il n'en est rien heureusement, Robin ayant montré que cet effet était simplement dû à la projection sur l'image des leucocytes et filaments du corps vitré. Ils passent le plus souvent inaperçus ; en tous cas, on s'y accoutume facilement et ils ne gênent point l'observation.

1. Notation de Verick.

BOTANIQUE

Désirant suivre une marche méthodique, nous passerons successivement en revue la cellule, les tissus, les appareils et jusque-là nous nous occuperons uniquement d'histologie; viendra ensuite l'étude des membres de la plante, mélange inévitable de morphologie, d'anatomie et d'histologie.

CHAPITRE I

DE LA CELLULE

Considérée en général. — Nous nous heurtons dès le début à une grosse difficulté, la logique étant ici en lutte avec la méthode, car l'étude de la cellule, élément de tous les corps organisés, est sans contredit la partie la moins facile de l'histologie entière si l'on tient à entrer dans certains détails. Nous laisserons de côté ces points délicats qu'un commençant ne peut songer à aborder sous peine d'arriver promptement au découragement, ses efforts ne pouvant être couronnés de succès. Nous placerons du reste ces manipulations dans une autre partie du livre.

Nous observerons dans la cellule : 1° *ses parties essentielles :* le protoplasma, qui est l'élément fondamental, le noyau, le suc cellulaire, la paroi : éléments presque aussi importants que le premier, faisant rarement défaut chez les végétaux ; 2° ce que l'on réunit généralement sous le nom de *contenu de la cellule*, mélange d'un grand nombre de substances de nature très diverse, mais dérivant toutes de l'activité de la cellule.

Si l'on veut se faire une idée de la cellule ainsi envisagée, on recueillera une petite portion d'écorce teintée en vert par ce végétal minuscule et monocellulaire, le *Protococcus viridis*, et on en grattera la surface avec l'aiguille à

cataracte. Dissociant sur le porte-objet, dans une goutte d'eau, la matière verte enlevée, on l'observera avec un grossissement de 300 diamètres. On trouvera çà et là un corps sphérique vert limité par une ligne blanche, c'est l'élément que nous cherchons : la cellule, dont la partie externe *pa* est la paroi ; la portion verte *co* comprend le protoplasma et toutes les autres parties de la cellule dissimulées par la chlorophylle (pl. II, fig. 4-*a*). A côté de ce premier élément se rencontrent des agglomérations de deux (*b*), quatre cellules (*c*), provenant manifestement de la division d'une cellule primitivement sphérique. En *d* les quatre cellules filles tendent à s'isoler pour prendre la configuration observée en *a* dans la cellule type.

Protoplasma et noyau. — Nous observerons dans le protoplasma : 1° les matières qui entrent dans sa constitution : partie hyaline ou *hyaloplasma* qui semble constituer la masse fondamentale, les *microsomes* granules répandus dans la substance hyaline, le *suc protoplasmique ou chyléma ;* 2° quelques-unes de ses propriétés : la circulation intra-cellulaire qui permet la répartition égale des matières nutritives dans le corps cellulaire, le déplacement par les mouvements amiboïdes ou ciliaires.

Les parties figurées du protoplasma étant incolores ou à peine teintées de gris échapperaient le plus souvent à l'observation si l'on n'avait soin de les mettre en évidence par les colorants que l'on peut diviser en deux classes : 1° ceux qui colorent le protoplasma sans en arrêter la vie : telles sont les solutions aqueuses fort diluées, au millième au moins, de cyanine, éosine, fuchsine, brun d'aniline, matières qui rendront de grands services dans les études physiologiques ; 2° ceux qui n'agissent qu'après la mort de la cellule, provoquant même parfois cette mort avant d'agir, et ne peuvent pénétrer dans l'intérieur qu'après le fendillement de cette couche externe protectrice (d'hyaloplasma ?) nommée *membrane cutanée* par Hanstein. Dans cette seconde catégorie se rangent la solution iodée iodurée de potassium, réactif par excellence des matières protéiques qu'il teint en brun jaunâtre, le carminate d'ammoniaque, la teinture acidifiée de cochenille obtenue par macération de 1 p. de substance dans 5 d'alcool à 60° et additionnant la liqueur filtrée de 2 0/0 d'acide acétique, qui communique au protoplasma une couleur violacée. Toutes les couleurs d'aniline se fixent sur le protoplasma ; elles devront être employées en solutions fort étendues afin d'éviter les teintes épaisses qui ne laissent pas passer la lumière (si cet accident se produisait, on pourrait enlever l'excès de matière par un dissolvant approprié : l'eau, l'alcool plus ou moins étendu). L'hématoxyline colore le protoplasma en violet. Le réactif de Millon récent (nitrate impur de mercure[1]) le colore en rose.

1. Prenez d'une part, 10 grammes de mercure et dissolvez-les à une basse température

Nous passerions volontiers sous silence les colorations que l'on obtient au moyen des acides et des alcalis minéraux énergiques, dont nous ne recommandons pas l'emploi, si nous ne croyions prémunir l'observateur contre certaines surprises qui se produiront infailliblement lors de l'emploi de ces corps dans un autre but; ces réactions doivent être abandonnées au chimiste pour la recherche des matières albuminoïdes. L'acide chlorhydrique bouillant colore le protoplasma en rose ou violet pâle. Les alcalis caustiques : potasses, soude, ammoniaque, teintent le protoplasma en jaune après l'action de l'acide azotique; en violet foncé après action du sulfate de cuivre en solution saturée, puis lavage à l'eau. Le protoplasma traité par l'acide sulfurique, lavé à l'eau, puis traité sous la lamelle par un courant d'eau sucrée concentrée, prend selon la durée de l'opération une coloration plus ou moins foncée, comprise entre le rose et le violet.

Le protoplasma libre et sans noyau ne s'observe pas dans le règne végétal. Il y est toujours accompagné soit d'une paroi comme dans les Saccharomyces (la levûre de bière, par exemple) chez lesquels on admet aussi la présence du noyau diffus dans le protoplasma, soit d'un noyau nettement caractérisé. Les Cryptogames (myxomycètes, zoospores, etc.) nous fournissent des exemples relativement nombreux de ce second cas, cependant, les échantillons convenables étant difficiles à se procurer, je conseillerai aux commençants de ne point chercher chez les plantes les sujets de manipulations qui doivent montrer le protoplasma à cet état, mais, chez les animaux, de s'adresser aux amibes, aux infusoires qui habitent en grand nombre les eaux douces courantes et stagnantes de nos contrées. Nous donnons le moyen de recueillir et d'étudier ces êtres dans la partie de ce livre qui traite des tissus animaux.

Noyau. — L'étude du protoplasma est donc inséparable au début de celle du noyau. Avant d'indiquer les sujets d'étude, voyons quelle est la composition de celui-ci et quels moyens l'on peut employer pour en faciliter l'observation. La masse du *noyau* est constituée par un filament pelotonné dont les différentes parties sont tantôt simplement juxtaposées, tantôt anastomosées pour former une trame ou un réseau. Le filament comprend lui-même une substance fondamentale hyaline : *hyaloplasma nucléaire*, dans lequel plongent des *microsomes* formés par une matière avide des substances colorantes, d'où le nom de *chromatine* qu'on lui donne. Le filament baigne dans un liquide aqueux, le *suc nucléaire*, et retient dans ses replis un ou plusieurs *nucléoles*, petites masses de substance se rapprochant beaucoup de la chromatine, pouvant présenter, eux-mêmes, des inclu-

dans 25 grammes d'acide nitrique de densité = 1,185; d'autre part, dissolvez une même quantité de mercure dans 22 grammes d'acide nitrique de densité = 1,250. Mêlez les deux solutions.

sions fortement réfringentes : les *nucléolules*. A la limite du noyau se trouve une couche membraneuse qui pourrait bien ne pas lui être propre et être formée tout simplement par du protoplasma hyalin.

Le noyau fixe les matières colorantes sur ses microsomes avec plus de force que ne le fait le protoplasma ; aussi paraît-il toujours plus foncé que celui-ci après l'opération. L'effet est surtout marqué avec l'iode, le carminate d'ammoniaque, l'hématoxyline, le violet de Paris, le bleu d'aniline, le vert de méthyle. Le noyau devient beaucoup plus net si on immerge pendant quelques instants la préparation traitée par les couleurs d'aniline dans une solution d'acide acétique à 1 0/0. Le violet d'aniline colore le protoplasma en violet, le noyau en rouge. L'acide osmique le colore en noir. On a recommandé le carmin boraté (carmin 1, borax 4, eau 56, alcool quantité suffisante pour tripler le volume de la solution aqueuse). Strasburger, cité par M. Duchartre, conseille d'immerger la pièce dans laquelle on veut rechercher les noyaux 1° pendant plusieurs jours dans l'alcool absolu qui les fixe ; 2° pendant 24 heures dans un mélange à partie égale d'alcool et de glycérine ; on fabrique alors les coupes et on les plonge pendant 12 à 24 heures dans la solution de safranine ; on les transporte ensuite dans l'alcool absolu où on les agite jusqu'à ce qu'il n'en sorte plus de nuage coloré ; on les plonge alors dans de l'essence de girofle, et, dès qu'elles en sont imprégnées, on les monte dans la résine dammar. Si l'opération a été bien faite, il n'y a de coloré dans la préparation que la substance nucléaire ; si l'on a été trop loin dans la décoloration, les nucléoles sont seuls teintés, dans le cas contraire le protoplasma est rouge aussi. Les manipulations que nous allons décrire nous permettront d'observer, avec les faits précédemment énoncés, le suc cellulaire qui apparaît de bonne heure dans les jeunes cellules sous forme de petites poches sphériques (*vacuoles*) qui, en se multipliant et se fondant, ne tardent pas à former au centre de la cellule un vaste réservoir, tandis que le protoplasma repoussé, avec le noyau, vers la périphérie, tapisse simplement la paroi formant l'*utricule primordiale*.

Si l'on saisit une portion de tunique d'un oignon vulgaire et que l'on tente de la redresser, on verra se détacher de sa face interne une fine membrane blanchâtre qui n'est autre chose que l'épiderme. Si l'on porte sur une lame une petite portion de cette membrane dans une goutte de solution iodée et qu'on l'y étale de façon à ce que sa face primitivement libre soit tournée vers le haut, on lui trouvera la structure représentée dans la figure 5, pl. II. De fines lignes, parois des cellules, limitent des polyèdres contenant 1° des traînées de granulations jaunâtres formées par les microsomes du protoplasma *p*, 2° un corps elliptique *n* brunâtre : le nucléus ou noyau dans lequel se voit de la façon la plus nette le nucléole *m*.

Le protoplasma est ici à l'état d'utricule primordiale. Pour le démontrer

et mettre le suc cellulaire en évidence, on recommencera l'opération précédente mais, après plusieurs heures pendant lesquelles la membrane aura été immergée soit dans l'alcool étendu, soit dans la glycérine. Sous l'influence de ces corps, le protoplasma, se contractant, abandonnera la paroi et se portera vers le centre de la cellule, laissant un espace qui sera envahi par le sac cellulaire. Ce fait a été représenté dans la figure 9, pl. 2, qui reproduit une des cellules cylindriques de *Conferva glomerata* après une immersion prolongée dans la glycérine. Le suc cellulaire y est désigné par *sc*, la paroi par *c*, le protoplasma par *p*.

On pourra remplacer dans les préparations précédentes l'épiderme de l'oignon par celui des feuilles des Commelynées : Tradescantia, etc., dont on enlèvera un lambeau en enfonçant dans la feuille une aiguille droite bien pointue, parallèlement à la surface et aussi peu profondément que possible, et lui communiquant un petit mouvement de droite à gauche dans un plan parallèle. Pendant l'opération, la feuille sera tendue sur l'extrémité de l'index gauche par les deux doigts voisins. Lorsque la manipulation a réussi, le lambeau détaché est incolore et ne présente en épaisseur qu'une rangée de cellules.

Pour observer la couche membraneuse, limite externe et hyaline du protoplasma, on montera dans l'eau quelques-uns de ces filaments verts (*Vaucheria terrestris*) qui tapissent d'un véritable feutre les pots négligés des serres chaudes et humides. Ayant brisé quelques-uns de ces filaments, on verra s'en échapper des masses protoplasmiques teintées de vert ; celles-ci, d'abord diffluentes, tendront à se concentrer sous forme de sphérules qui laisseront voir assez distinctement à la limite une pellicule incolore d'hyaloplasma formant la membrane cutanée (pl. XXXII, fig. 27 *pr*).

Recueillant des fleurs de *Tradescantia virginica* un peu avant leur éclosion, on en arrachera une étamine avec les poils violets qu'elle porte à la base et l'on placera le tout dans une goutte d'eau; prenant alors chaque poil en particulier et en étudiant successivement tous les éléments, on observera vers la base des cellules assez vastes rappelant presque en tous points celles que nous avons décrites chez l'oignon ; les plus petites, situées au sommet, sembleront remplies par le protoplasma, sauf dans quelques points clairs *v* (fig. 6, pl. II); ce sont là les vacuoles. Le noyau, coloré en rose, observé avec un grossissement de 300 diamètres, semblera simplement granuleux. Son étude est rendue difficile par la présence du suc coloré qui, étant uniformément répandu dans la cellule, est plus nuisible qu'utile. Mais si l'on vient à enlever la matière colorante, tout en fixant le noyau, au moyen de l'alcool absolu, et qu'on le colore ensuite par la safranine comme nous l'avons dit plus haut, on pourra (fig. 6, pl. II), distinguer avec un grossissement de 600 diamètres le filament dont les replis formaient le

tissu granulé dont nous avons parlé. La membrane ne se voit que difficilement.

Cette observation du noyau est très délicate, nous ne la pousserons pas plus loin ici; nous ajouterons seulement que l'acide acétique, en gonflant le protoplasma, rend le noyau plus visible.

Mouvements du protoplasma. — La masse totale du protoplasma se déplace soit à la façon des amibes, soit par battements de cils. Ces deux mouvements, qui s'observent facilement sur les animaux unicellulaires amibes et infusoires, où nous conseillons du reste de les étudier, sont moins faciles à constater chez les végétaux unicellulaires nus ou sur des parties de végétaux libres et nues, en raison de la difficulté que l'on rencontre à se procurer les échantillons. Si l'occasion s'en présentait, on monterait les myxamibes dans l'eau, les zoospores dans l'eau douce ou salée selon le végétal producteur.

On peut facilement, par contre, observer le mouvement amiboïde dans la cellule protégée par la paroi. Il suffira, pour cela, d'enlever à l'aiguille avec la partie d'épiderme qui les supporte de *jeunes* poils d'*Althæa rosea* que l'on montera dans l'eau. Le protoplasma n'étant pas tout à fait à l'état d'utricule primordiale présente encore quelques filaments qui traversent la grande vacuole centrale. C'est sur ces filaments qu'il faut porter toute l'attention (300 d.); les fixant pendant plusieurs minutes consécutives, on les voit assez souvent s'amincir, se briser, puis, les fragments se contractant, rentrer dans la masse pariétale du protoplasma. En même temps et à côté peuvent s'observer des phénomènes inverses : de la masse pariétale du protoplasma s'avance dans le suc cellulaire un prolongement, véritable bras d'amibe, qui, progressant peu à peu, finit par le traverser et va se souder à la partie diamétralement opposée à celle d'où il est parti. Ces faits amènent forcément la déformation de la lame pariétale et la migration du protoplasma. Fixant spécialement pendant quelques minutes le noyau, on ne peut conserver de doute sur sa mobilité.

On peut remplacer les poils d'Althæa par ceux des Cucurbitacées ou des Borraginées, mais la condition essentielle pour réussir est de ne s'adresser qu'à des organes très jeunes.

Circulation cellulaire. — Si l'on apporte dans l'observation précédente une attention encore plus grande et une amplification de 500 diamètres, on s'apercevra bien vite que des microsomes plongés dans le chylema sont entraînés par celui-ci coulant rapidement comme une rivière à bras multiples entre les digues d'hyaloplasma qui limite, avons-nous dit, en tous points le protoplasma. C'est là la *circulation cellulaire* qu'il faut bien distinguer du mouvement amiboïde.

Le fait s'observe facilement sur les poils jeunes d'*Althæa rosea*, sur ceux

des Cucurbitacées, des Borraginées et surtout sur les poils staminaux du *Tradescantia Virginica.*

Le noyau et les corps chlorophylliens sont parfois entraînés avec les microsomes par le chylema. La circulation est alors très facile à observer. L'*Elodea Canadensis* nous en fournit un bon exemple, car il suffit de monter dans l'eau une feuille détachée de ce végétal et de l'observer avec un grossissement de 250 diamètres pour voir les granules chlorophylliens tourner régulièrement dans l'utricule primordiale, descendant le long d'un des côtés de la paroi, remontant de l'autre, dans le sens indiqué par la flèche dans la figure 7 de la planche II. Les longues cellules qui recouvrent la nervure médiane se prêtent mieux que les autres à cette observation. L'eau dans laquelle on fera l'examen aura au moins 15° : le froid paralysant la cellule. On tiendra le végétal au chaud quelque temps avant de faire la prise.

Formes de la cellule. — Le seul cas où la cellule n'a pas de forme déterminée, c'est quand, nue, elle progresse du mouvement amiboïde; le nom de Protées que l'on donne aux Amibes rappelle le fait d'une façon éclatante.

Dans tous les autres cas, qu'elle soit nue ou protégée, mobile ou immobile, elle possède une forme déterminée au moins pendant le temps de l'observation, à moins que l'on ne tombe sur un cas spécial : la germination du pollen ou de la spore, par exemple. Lorsque la cellule est nue, la forme est donnée par la couche cutanée; lorsqu'elle est protégée par une paroi, c'est la forme de cette paroi que l'on donne pour celle de la cellule et il n'y a pas d'inconvénient à cela puisque le protoplasma, corps cellulaire par excellence, est intimement appliqué contre la paroi, qu'il soit ou non à l'état d'utricule primordiale.

Bien que les formes soient assez variées pour que l'on trouve tous les intermédiaires entre les types extrêmes, il nous semble possible de les réunir en quatre groupes distincts : 1° *les cellules isodiamétriques*, 2° *les cellules ayant deux dimensions prédominantes ;* 3° et 4° les cellules ayant une dimension prédominante et dans lesquelles nous ferons deux catégories : *les cellules cylindriques et les fibres.* Nous avons observé, chez le *Protococcus viridis*, le type du premier groupe : la cellule sphérique. Voyons maintenant quels en sont les autres représentants. Signalons en premier lieu les cellules presque arrondies, très légèrement polygonales ou elliptiques que l'on rencontre dans la pulpe des fruits charnus mûrs, les parenchymes incolores des végétaux gras, le parenchyme cortical de beaucoup de tiges et de racines. On les observera chez la pomme en enlevant par le grattage avec l'aiguille à cataracte une petite quantité du mésocarpe que l'on dissociera dans l'eau sur le porte-objet, en ayant soin d'em-

ployer une quantité de liquide suffisante pour que les éléments puissent y flotter librement et recouvrer leur forme naturelle altérée par le procédé opératoire. Le couvre-objet ne sera déposé qu'après quelques minutes. La coupe un peu épaisse du mésocarpe faite dans un sens quelconque donne aussi de bons résultats (*p*, pl. XXIX, fig. 2). Les mêmes cellules prises sur une coupe tranversale, épaisse et montée dans de l'eau, de feuille de *Sedum album* sont représentées dans la figure 8 de la planche II.

Les coupes transversales de la moelle des érables [1] (fig. 10, pl. II), de l'*Acacia lophanta* nous montrent des cellules courtes régulièrement polygonales. Celles de la moelle de sureau (fig. 1-2-3, pl. II) sont moins régulières.

Dans le tissu caverneux des feuilles que l'on préparera en pratiquant des coupes transversales de ces organes dans la pince de moelle de sureau on trouvera des cellules plus irrégulières encore (pl. XXV, fig. 2, laurier-cerise). Les cas extrêmes nous seront fournis : 1° par les cellules irrégulières *rameuses* que l'on rencontre encore dans le tissu caverneux, mais qui sont particulièrement belles dans la fronde de la scolopendre (fig. 11, pl. II); le mouvement de la vis micrométrique apprendra que la cellule n'envoie pas seulement de prolongements dans un plan unique, comme le montre le dessin, mais dans toutes les directions de l'espace; 2° par les cellules *étoilées*, qui doivent ce nom à la disposition régulière de leurs prolongements, et qui peuvent être mises facilement en évidence par la coupe transversale de la moelle des Jucus (fig. 12, pl. II), *Butomus umbellatus*, *Calla palustris*, du pétiole des Canna.

Il faudra monter ces dernières préparations dans la glycérine et chasser l'air, qui couvre véritablement les tissus, avant de faire l'observation.

Ces cellules courtes jouent le plus souvent chez les végétaux supérieurs un rôle important dans la nutrition.

Les cellules de la deuxième forme sont dites *tabulaires;* elles forment chez les végétaux supérieurs la partie fondamentale de l'appareil protecteur. Nous en chercherons des exemples dans les épidermes dont on enlèvera un lambeau à l'aiguille et l'on s'adressera plutôt aux épidermes de l'iris ou de l'oignon (fig. 5, pl. II). Après avoir observé le milieu de la préparation afin de voir les deux larges dimensions de la cellule, on recherchera sur les bords une paroi, commune à deux cellules, qui soit couchée. On pourra faire sur l'iris une coupe longitudinale de la feuille perpendiculaire au limbe, mais on ne pourra se rendre compte ainsi que de la disproportion entre les deux dimensions longueur et hauteur.

En montant dans leur élément habituel quelques filaments de conferve

1. La cellule épaissie et ponctuée représente un élément sécréteur souvent coloré en brun jaunâtre.

ou de Spirogyra, végétaux qu'on rencontre en grand nombre dans toutes les eaux tranquilles où ils forment des masses vertes semblables à des touffes de cheveux, on se fera une bonne idée des cellules cylindriques (fig. 9, pl. I).

Chez les végétaux vasculaires ces cellules cylindriques servent au transport des sèves ; nous aurons occasion d'en décrire un certain nombre sous le nom de vaisseaux.

Les fibres, qui sont bien souvent des éléments fort allongés, sont caractérisées par leurs terminaisons en pointe dues à l'atténuation progressive du diamètre de la cellule (fig. 13, pl. II). Placées en contact, elles s'engrènent et constituent, lorsqu'elles prennent de la résistance, la partie fondamentale du squelette des végétaux. Pour les observer, ayant immergé dans l'eau, pendant une journée, des fragments de quinquina Maracaïbo (écorce du *Cinchona cordifolia*) afin de les ramollir un peu en les pénétrant du liquide, on en fera des coupes longitudinales et l'on observera çà et là en grand nombre des éléments semblables à ceux de la figure 13, planche II. On réussit parfois, mais moins sûrement, en grattant la face interne de l'écorce avec un canif et examinant la poudre ainsi obtenue. Des coupes longitudinales pratiquées dans le rhizome du *Pteris aquilina* y montreront (4″, pl. XVII) des fibres colorées en brun différant sensiblement d'aspect avec les précédentes par le peu d'épaisseur de la paroi et aussi par l'atténuation brusque des extrémités. On se gravera dans la tête ces deux formes de fibres qui se rencontrent très fréquemment.

La forme de la cellule ne devient stable que lorsque celle-ci a pris tout l'accroissement dont elle est susceptible. On peut se rendre compte de ses transformations successives par des coupes longitudinales de très jeunes tiges, passant par le point végétatif situé lui-même au centre du bourgeon. On assistera, en partant du sommet et descendant le long de la tige, à la différenciation progressive des éléments tous semblables, ou à peu près, dans le point végétatif. Lorsque le développement sera uniforme, la forme primitive ne sera pas altérée ; il en sera tout autrement dans le cas contraire : ainsi la fibre peut provenir d'une cellule cubique.

La pression réciproque des cellules influe d'une façon considérable sur leur forme définitive ; le gaz contenu dans les méats joue aussi un rôle actif, il peut repousser la paroi dans la cavité comme le montrent des coupes transversales, montées dans la glycérine acétique, de feuille de *Pinus maritima* ou encore d'*Elymus arenarius* (Graminées) où la paroi *p* des cellules chlorophylliennes (fig. 14, pl. II) s'enfonce sous forme de lamelle au milieu du protoplasma en face de chacun des petits méats *m* qui se produisent ici exceptionnellement sur les faces des cellules et non sur les angles.

De la paroi. — La paroi de la cellule, très mince à l'origine, s'épaissit toujours, mais le travail s'arrête à des moments très variables selon les cas. Lorsque l'épaississement prend une certaine importance, très petite même, il devient inégal et la paroi présente à côté de points résistants d'autres très faibles par lesquels les corps protoplasmiques restent en communication facile, directe même, selon certains auteurs, par la perforation de la membrane en ces points. Le fait est très net dans certains cas : dans les vaisseaux cribleux, par exemple.

L'épaississement peut, en se localisant en des points restreints de la paroi, former des saillies sur le fond mince, sorte de sculpture en relief, ou envahissant la paroi presque entière, n'épargner que des points restreints qui simulent dans le fond épais une sculpture en creux. On rencontre tous les intermédiaires entre les cas extrêmes et l'on utilise la configuration des sculptures pour distinguer les cellules.

Si la cellule fait partie d'un tissu, l'épaississement se fera sur la face interne de l'élément ; si elle est libre et baigne dans un liquide nourricier, l'épaississement pourra se faire sur les deux faces et être très sensible sur la face externe : exemple les pollens de Composées (pl. XXVII, fig. 16, *Senecio vulgaris*) (montés dans la glycérine) qui sont hérissés de petites épines ; les spores de beaucoup de fougères (3′ 4′ 5′ pl. XXX) qui présentent soit des épines, soit des membranes.

Le cas le plus simple est fourni par les poils rhizoïdes du *Marchantia polymorpha* (fig. 15, pl. II) qui, montés dans l'eau après avoir été débarrassés des granules terreux qui les souillent, montrent çà et là de petits points brillants saillant dans la cavité : ce sont des épines internes. Ces ponctuations font nettement partie, le plus souvent, d'une spire idéale tournant dans la cavité.

Nous trouverons la spire continue dans les *cellules spiralées*. La coupe longitudinale un peu épaisse, montée dans l'eau, de la tige des *Melocactus*, *Echinocactus*, *Mamillaria* (*M. simplex* fig. 16, pl. II) montre en effet une large lame spirale dans un grand nombre de cellules. Le plus souvent la spire est mince, déliée comme un fil et la cellule peut présenter un seul de ces filaments ou plusieurs marchant parallèlement ou en sens inverse. On aura occasion d'en observer un grand nombre dans les trachées. Actuellement, nous conseillons l'examen d'une feuille de *Sphagnum* fraîche ou non (*Sp. cymbifolium*, fig. 22′, pl. II) qui, déposée entière dans une goutte d'eau ou de glycérine, laissera voir deux sortes de cellules : les unes étroites *c. ch*, contenant de la chlorophylle et formant un réseau dont les mailles sont occupées par de larges cellules *c. aq* qui à l'état naturel se remplissent d'eau par des perforations *p*, et qui sont surtout remarquables par la présence d'un épaississement spiralé ou annelé. Les cellules annelées

sont plus nombreuses que les autres que l'on rencontre surtout sur le bord et le milieu de la feuille.

Les coupes transversales ou longitudinales du voile de la racine aérienne de l'*Oncidium sphacelatum*, fournissent de bons exemples de cellules à spirales multiples (fig. 21, pl. II).

Que les filaments s'épaississent, se disposent irrégulièrement, s'anastomosent, la cellule sera *réticulée*. La figure 17, pl. II, représente quelques cellules de ce genre prises dans le mésocarpe du fenouil coupé transversalement.

Que les points ménagés s'allongent, la cellule sera *rayée*, et, si les raies se disposent parallèlement, elle devient *rayée scalariforme*. La coupe longitudinale du bois de la vigne montre en abondance de ces cellules réunies en vaisseaux (fig. 4, pl. V). Les raies larges dans cet exemple peuvent devenir très étroites (*Ruscus aculeatus*, fig. 3^{iv}, planche XV).

Ce dernier exemple nous conduit au type extrême : les points ménagés vus de face *f* (fig. 20, pl. II) se présentent comme de petits points noirs : la cellule est *ponctuée*. Vue de champ, la ponctuation *ch* allongée en canalicule est parfois simple, parfois divisée, mais, chose remarquable, les canalicules de deux cellules voisines se correspondent exactement. Ces canalicules ne s'observent bien que lorsque la paroi a une certaine épaisseur (fig. 13-13′, 20, 23) ; si celle-ci est mince (sureau, fig. 2-3, pl. II), la paroi présente simplement des alternances de parties minces et un peu plus épaisses ; la ponctuation *p*, vue de face, se projette comme un cercle tracé dans la paroi.

On pourra suivre la progression de l'épaississement dans les quatre exemples que nous avons représentés dans la planche II : la moelle de sureau qui nous est déjà connue ; la coupe transversale de la moelle du *Clematis vitalba*, fig. 23 ; la coupe transversale de l'écorce d'angusture fausse que l'on aura au préalable fait ramollir dans l'eau et dans laquelle on recherchera surtout les cellules de la couche scléreuse caractéristique ; les coupes transversale et longitudinale (fig. 13, 13′) de l'écorce ramollie de quinquina Maracaïbo dans lesquelles on recherchera les fibres.

Les cellules courtes à parois fort épaisses comme celles de la fausse angusture, des petits noyaux des poires de mauvaise qualité, sont en raison de leur résistance appelées *scléreuses*.

Chez les Conifères, les Cycadées, les Drymis on trouve dans le bois des fibres dites *aréolées* à ponctuations très larges recouvertes par une production de la partie de la paroi qui les limite. Cette production, en s'avançant au-dessus d'elle, forme une sorte de cloche perforée dans sa partie supérieure (*a*, fig. 18′, pl. II). Vues de face (fig. 18, pl. II), ces ponctuations présentent un double contour : le plus grand formé par la base de la cloche, le plus petit correspondant à la perforation supérieure. On s'adressera de pré-

férence aux Conifères pour les voir ; on fera des coupes longitudinales de tige. Pour obtenir la vue de face (fig. 18, pl. II, fig. 3′, pl. XII), les coupes seront menées parallèlement au rayon (les botanistes appellent ces coupes *radiales*) ; pour avoir la vue de champ, la coupe sera perpendiculaire au rayon (*tangentielle*, disent les botanistes). Nos exemples sont pris sur le *mélèze* et le *Pinus maritima*. Ces ponctuations aréolées ne sont point propres à ces végétaux, on les rencontre fréquemment dans la paroi des vaisseaux ponctués (pl. V, fig. 3, tige de *Malva sylvestris*).

Dans des cas assez fréquents, la ponctuation se modifie pendant l'accroissement de la paroi : ponctiforme à la face externe, elle est rayée à la face interne ; elle se présente alors comme une ligne ponctuée en un de ses points. Ailleurs, la ponctuation étant toujours linéaire, la direction de la ligne change de telle sorte que les deux orifices, en se superposant, donnent, au microscope, l'image d'un X à branches plus ou moins divergentes. La coupe longitudinale de la tige du *Ruscus aculeatus* (fig. 3^{iv}, pl. XV) nous en montre en *pe* des exemples. Les cellules qui ont été choisies ici se trouvent immédiatement au-dessous du parenchyme cortical chlorophyllien.

La paroi mince semble homogène, mais, dès qu'elle prend un peu d'accroissement en épaisseur, elle se divise, vue en coupe, en couches superposées formées par des lames de cellulose peu hydratée, réfringente et éclairée alternant avec d'autres lames de cellulose fort hydratées et sombres. Le nombre de ces couches varie avec l'épaisseur de la paroi, mais les deux lames limites sont toujours constituées par de la cellulose peu hydratée, plus résistante.

Une disposition semblable s'observant sur la face externe, il faut en conclure que la paroi est formée, à la suite de la rencontre de ces deux systèmes de lames, par de petits prismes juxtaposés de cellulose plus ou moins imbibée d'eau. Les stries de la seconde variété sont tantôt longitudinales et rectilignes, tantôt inclinées sur la direction de la cellule, décrivant des spirales. On observe parfois deux séries de ces lamelles spirales se coupant selon un angle plus ou moins grand. Les couches concentriques se verront facilement sur des coupes transversales et longitudinales de tout élément épaissi vivant ou mort à la condition que dans le second cas on rende à la paroi par une immersion dans l'eau suffisamment prolongée le liquide qu'elle a perdu par la dessiccation ; en effet, la perte d'eau ou l'hydratation trop grande, qui répartit également le liquide dans la paroi, font disparaître les stries ; l'application de la potasse produit rapidement cet effet en gonflant la paroi et permettant la pénétration de l'eau. Nous avons représenté ces stries concentriques dans les figures 13-13′, pl. II, prises sur les grosses fibres du quinquina Maracaïbo, dans la figure 23 reproduisant une coupe transversale d'une partie de la moelle du *Clematis flammula*. On

pourra les rechercher encore dans des coupes transversales de poils d'Opuntia, ou de racine de salsepareille de la Vera-Cruz, dans ces cellules légèrement scléreuses de la moelle faussement regardées, parfois, comme ligneuses.

On observera facilement sur les larges fibres du péricycle du *Vinca major* les série des stries croisées visibles surtout sur la face externe de la cellule. La préparation la plus convenable sera obtenue en dénudant grossièrement la tige avec l'aiguille droite, puis grattant avec le scalpel la partie profonde du parenchyme cortical et les tissus sous-jacents. On trouvera dans la masse obtenue, dissociée dans l'eau, les fibres recherchées (fig. 19, pl. II). La coupe longitudinale, moyen plus élégant, ne fournit pas de résultats aussi bons. On peut pratiquer dans le même but avec un succès certain des coupes longitudinales dans les bois des Vitis, tilleuls, érable sycomore, thuya, mélèze.

Composition chimique de la paroi. — Passant maintenant à un autre ordre d'idées, nous allons apprendre à distinguer sous le microscope les différentes matières qui entrent dans la constitution des parois des cellules. Ces matières assez nombreuses peuvent être réparties en trois groupes distincts.

Dans le premier groupe nous placerons la cellulose $(C^{12}H^{10}O^{10})^{4\text{-}6}$, puis d'autres corps qui se distinguent de la cellulose soit par la concentration plus grande des molécules : paracellulose $(C^{12}H^{10}O^{10})^{7}$ ou au contraire par un abaissement de l'exposant placé en face du radical commun, le glucose déshydraté ; nous citerons : la lichénine $(C^{12}H^{10}O^{10})^{3}$, la gélose, les mucilages $(C^{12}H^{10}O^{10})^{2\text{-}3}$, les gommes, la dextrine $(C^{12}H^{10}O^{10})^{2}$, le glucose $(C^{12}H^{10}O^{10} + H^{2}O^{2})$. Ces substances proviennent du reste, presque toujours, d'une transformation plus ou moins hâtive de la cellulose.

Dans le second groupe, nous rencontrerons des membranes qui, ayant la cellulose pour base, ne présentent plus cette substance à l'état de pureté, mais incrustée de certaines matières qui peuvent la voiler complètement. La cellulose pourra toujours être mise en évidence en enlevant l'incrustant par des dissolvants appropriés. Le phénomène porte, selon la nature de la substance déposée, le nom de lignification (lignose ou vasculose), cérification, minéralisation, coloration. A ce groupe se rattache la métacellulose ou fongine qu'on regardait à tort jusque dans ces temps précédents comme un polymère élevé $(C^{12}H^{10}O^{10})^{7+n}$ du glucose. Dans le dernier groupe, la substance n'a plus aucun lien avec la cellulose ou le groupement glucose ; la seule matière connue : la subérine ou cutine $(C^{12}H^{10}O^{2})$ provenant d'une altération totale de la cellulose.

Les réactions et propriétés de la *cellulose*, que l'on pourra constater sur quelques filaments de coton dissociés sur le porte-objet, sont les suivantes.

Traitée par le chlorure de zinc iodé [1], elle se colore en bleu. Elle prend la même coloration par l'action de l'iode et de l'acide sulfurique : la préparation est immergée pendant quelques minutes dans la solution iodée-iodurée, puis débarrassée rapidement et complètement de l'excès de réactif par le papier à filtre, enfin traitée par le réactif de Vétillart [2] dont l'action est parfois un peu lente, mais, en tous cas, préférable à celle de l'acide sulfurique concentré qui agit rapidement en détruisant tous les tissus.

Elle fixe le bleu de quinoléine, le brun d'aniline; ne fixe pas, lorsqu'elle est bien pure, la fuchsine.

Elle est colorée en rouge par le carmin aluné de Grenacher que l'on obtient en faisant bouillir pendant dix minutes une petite quantité de carmin en poudre dans une solution saturée d'alun.

Le réactif de Schweitzer [3] dissout la cellulose, mais il l'abandonne au contact des acides étendus.

Les éléments du liber et des tissus jeunes ont des parois formées le plus souvent par de la cellulose pure.

La *paracellulose* présente les mêmes réactions que la cellulose, mais après action des acides étendus.

La *lichénine*, substance des *parois amylacées*, est isomère de la granulose, substance fondamentale du grain d'amidon, et possède comme elle la propriété de se colorer en bleu par le simple contact de l'iode. La coloration bleue que prend la cellulose en certains cas est due à la formation de cette substance sous l'action hydratante énergique du chlorure de zinc ou de l'acide sulfurique. On pourra rechercher la lichénine dans le *Cetraria Islandica* sur des coupes transversales de thalle, dans les asques du *Peltigera canina* sur des coupes passant par les apothécies, ou bien encore dans les cotylédons du Tamarin ou enfin dans l'amande des graines de Pæonia que l'on débitera en tranches minces.

La *gélose*, les *mucilages*, les *gommes* proviennent de modifications de

1. Saturez Q. V. d'acide chlorhydrique par du zinc; évaporez la dissolution en présence d'une lame de zinc et à 100° au plus pour obtenir un liquide de densité — 2,00. Ramenez à D — 1,8 par addition de 12 0/0 d'eau; ajoutez 6 0/0 d'iodure de potassium et saturez d'iode.

2. Mêlez *peu à peu* à 2 vol. de glycérine à 28° additionnés de 1 vol d'eau distillée, renfermés dans un flacon placé sous un robinet d'eau froide pour empêcher l'échauffement, trois volumes d'acide sulfurique à 66°. La liqueur agée a besoin d'être ravivée de temps en temps par addition d'une petite quantité d'acide.

3. Placez dans un petit entonnoir dont la douille est incomplètement fermée par un tampon de coton de verre, une certaine quantité de tournure de cuivre que vous lessivez avec de l'ammoniaque concentrée passant à plusieurs reprises, 5 ou 6 fois, sur le métal exposé au contact de l'air. Vous pouvez encore précipiter par l'ammoniaque de l'hyposulfate ou sulfate basique de cuivre, laver le précipité, puis le dissoudre dans l'ammoniaque concentrée. Le réactif sera filtré, après quelques jours, à travers un tampon de coton de verre ou d'amiante.

plus en plus profondes de la cellulose, modifications que l'on réunit sous le nom de *gélification*. L'eau froide dissout la gomme, gonfle énormément les deux autres substances. L'iode employé seul ou avec le concours de l'acide sulfurique est sans action sur ces corps. Le violet d'aniline de Hanstein [1] colore en rouge les parois des cellules gommeuses. Les mucilages absorbent très fortement les couleurs d'aniline. Le chloro-iodure de zinc les teint en jaune ; quelque temps d'immersion dans l'ammoniaque additionnée de nitrate d'ammoniaque leur communique la même coloration.

Il est indispensable dans la recherche de la gomme de fixer au préalable ce corps en immergeant la pièce, pendant plusieurs jours, dans l'alcool à 90°. On opérera ensuite toutes les manipulations dans l'alcool, évitant avec soin tout contact de l'eau ; les préparations seront montées dans le baume. On devra prendre les mêmes précautions dans la recherche des mucilages.

Il est fort intéressant d'assister à l'absorption d'eau par un mucilage sec et à son gonflement consécutif. Ayant obtenu, à sec, une coupe transversale de graine de lin, de coing ou de bourse-à-pasteur, on la disposera, toujours à sec, sur le porte-objet et on la recouvrira de la lamelle. Mettant au point les cellules épidermiques et les fixant sous l'objectif, l'on fera passer par capillarité une goutte d'eau sous la lamelle ; à peine celle-ci sera-t-elle arrivée au contact de la coupe que l'on verra la cuticule, petite lame brune très mince, violemment écartée par le développement d'une substance presque diaphane : le mucilage gonflé. L'absorption d'eau continuant, le mucilage disparaît après quelques minutes au milieu du liquide.

On pourra observer la gélose et constater ses propriétés sur la pseudotige de la laminaire digitée, employée en chirurgie pour dilater les plaies. Nous suivrons un procédé opératoire inverse de celui que nous avons décrit précédemment afin d'éviter la mise hors d'usage du rasoir qui refuse le plus souvent d'entamer la gélose sèche. On fera gonfler un centimètre de substance dans l'eau pendant plusieurs heures avant d'en faire des coupes transversales que l'on obtiendra facilement dans ces conditions. On fera une première inspection dans l'eau, puis on laissera dessécher la préparation et elle sera observée une seconde fois. Les figures 1 et 1′ (pl. III) montrent les cellules centrales de l'organe hydratées, puis dépourvues d'eau.

Nous parlerons bientôt de la dextrine et du glucose que l'on observe surtout dans cette désorganisation totale de la paroi, appelée *liquéfaction*.

Abordons maintenant le second groupe :

La *lignose ou vasculose* ($C^{19}H^{12}O^{10}$) est très répandue ; elle se localise surtout dans le bois : les vaisseaux, fibres, cellules parenchymateuses,

1. Dissolution alcoolique à parties égales de violet de méthylaniline et de fuchsine.

mais on peut la rencontrer dans toutes les parties de la plante : la moelle, le parenchyme cortical, lorsque les parois de ces tissus prennent de la consistance en s'épaississant.

La cellulose est complètement voilée par la lignose, mais on peut cependant la remettre en évidence par l'action de l'acide azotique ou de la potasse employée à chaud et sous pression qui enlèvent l'incrustation de lignose.

Les tissus lignifiés sont colorés en rose foncé par la fuchsine[1]. Immergés pendant un certain temps dans une solution aqueuse ou alcoolique de sulfate d'aniline, puis traités par l'acide sulfurique étendu, ils se colorent en jaune. On réussit bien aussi avec le chlorhydrate d'aniline et l'acide chlorhydrique, employés, comme précédemment, à leur communiquer la teinte jaune. La coloration jaune leur est également donnée par l'iode, le chlorure de zinc iodé, l'iode et l'acide sulfurique, l'acide picrique. Imbibés d'acide chlorhydrique, puis traités par une solution alcoolique de phloroglucine à 0,5 0/0, ils se colorent plus ou moins vite en rose intense. Ils se colorent en rouge intense après immersion de quelques minutes dans une solution aqueuse étendue d'indol, puis lavage dans l'acide sulfurique étendu de 4 parties d'eau. Ils se teignent en bleu par l'immersion pendant quelques minutes dans le liquide suivant: bleu d'aniline $0^{gr},03$; eau distillée 4 grammes; acide nitrique $0^{gr},5$; alcool Q. S. pour compléter 40 grammes ; les coupes sont lavées à l'alcool et à la térébenthine au sortir du liquide. Ils sont solubles dans l'acide chromique et dans le mélange bouillant d'acide nitrique et de chlorate de potasse. On utilise cette réaction pour l'isolement des cellules dans les cas où la membrane mitoyenne est lignifiée.

On pourra vérifier les propriétés de la lignose sur des coupes transversales de bois de dicotylédones ligneuses; toutes se prêtent également bien à cette étude.

La *cérification* de la paroi, assez difficile à constater, ne s'observe que dans les cellules épidermiques qui produisent parfois la cire en si grande quantité qu'elle est éliminée et forme à la surface un revêtement blanc (pruine, etc., Voy. *Épiderme*). Le plus souvent, la cire se localise dans la paroi; on la met alors en évidence en chauffant doucement dans l'eau des sections un peu épaisses d'épiderme : elle exsude sous forme de gouttelettes dans toute l'étendue de la cuticule et des couches cuticulaires. On

1. On peut obtenir la coloration en quelques minutes en employant la solution ammoniacale concentrée (p. 45) ; il est préférable de faire usage d'une solution très étendue dans laquelle on abandonne la coupe pendant quelques heures. Styler immerge les coupes dans une solution de chlorure de calcium à 1/60, puis, pendant une heure, dans une solution d'hyposulfite de soude à 1/32 ; il les lave à l'eau, passe à l'alcool et les traite enfin par une solution d'acétate de rosaniline à 1/960, dont il enlève l'excès par l'alcool.

trouvera des exemples convenables, d'après M. Van Tieghem, dans les tiges d'*Acer striatum*, *Sophora Japonica*, les feuilles de *Cycas revoluta*, *Aloe verrucosa*.

Les *matières minérales* qui se déposent le plus communément dans la paroi sont la silice, le carbonate et l'oxalate de chaux ; les dernières s'y présentent soit à l'état amorphe, soit à l'état cristallisé ; la silice y est toujours amorphe. A ces substances il convient d'ajouter la plus grande partie des sels qui forment la cendre des végétaux et qui se rencontrent surtout dans les parois lignifiées auxquelles elles communiquent une résistance encore plus grande, mais le microscope ne peut les déceler.

La *silice* se rencontre en grande quantité dans l'épiderme des Graminées, surtout chez les rotangs, dans celui des prêles, et en plus grande masse chez l'*Equisetum hyemale* que chez les autres. C'est dans ce végétal qu'on la recherchera ; elle se trouve là tantôt en granules très petits à peine distincts, tantôt en granules énormes faisant saillie à l'extérieur (*s* fig. 6,6′, pl. III). La figure 6 représente une coupe transversale de la tige ; 6′ a été obtenue en incinérant complètement sur un fil de platine replié une portion d'épiderme enlevée avec le rasoir dirigé parallèlement à la surface et aussi peu profondément que possible. On peut accélérer l'opération en immergeant la coupe dans l'acide sulfurique et calcinant en présence de ce corps. Les cendres, formées presque entièrement de silice, seront maniées avec la plus grande délicatesse et observées dans l'eau ou la glycérine. La proportion de silice est si grande que la forme des cellules se trouve conservée. La carapace des Diatomées est aussi un bon sujet d'observation ; nous y reviendrons.

La silice est soluble dans l'acide fluorhydrique, mais la rapidité de la solution est liée intimement au degré de concentration de l'acide et à l'état physique de l'oxyde de silicium. Amorphe, elle est soluble dans l'acide chlorhydrique pourvu qu'elle n'ait pas été portée à une haute température. L'action de la chaleur modifie aussi d'une façon sensible le degré de solubilité de la silice dans la potasse et le carbonate de soude bouillant, en le diminuant. Il sera donc plus facile de caractériser la silice sur les végétaux frais que sur leurs cendres.

Le *carbonate de chaux amorphe* se verra facilement dans la coralline des officines. On en montera d'abord quelques articles dans l'eau ou la glycérine neutre pour observer la masse calcaire, puis on les portera dans un liquide acidulé par l'acide acétique afin de constater la décomposition du carbonate. Avec le temps et quantité suffisante d'acide, on pourra chasser complètement le calcaire et rendre diaphanes les cellules primitivement opaques (pl. XXXII, fig. 32).

Le *carbonate de chaux cristallisé* sera recherché dans les *cystolithes*,

épaississements locaux énormes de la paroi proéminant dans la cavité de la cellule à la façon d'une massue, qui s'observent surtout chez les Morées (*Ficus elastica*), les Urticées (*Parietaria, Urtica*), les Acanthacées (*Justicia, Adhatoda*). Ces prolongements sont rendus mûriformes par le pointement des cristaux de carbonate de chaux qui se sont déposés en grand nombre dans leur intérieur. Nous en donnons deux exemples obtenus par la coupe transversale des feuilles de *Ficus elastica* (fig. 4, pl. III) et de pariétaire (fig. 5). Les cystolithes se trouvant sous l'épiderme supérieur, celui-ci, afin d'obtenir une section plus nette, sera disposé dans la pince de sureau de façon à être entamé en premier lieu. Les coupes seront montées et observées d'abord dans l'eau ou la glycérine neutre, puis traitées par l'acide acétique pour mettre en évidence le carbonate par le dégagement d'acide carbonique.

L'*oxalate de chaux* n'a encore été signalé dans la paroi qu'à l'état cristallin; il y revêt la forme du prisme oblique à base rhombe, mais, bien souvent, la hauteur des cristaux est assez peu considérable pour que les prismes se présentent comme des tables rhomboïdales. Il est insoluble dans l'acide acétique; soluble dans l'acide chlorhydrique étendu; la solution chlorhydrique étant saturée par un alcali, l'oxalate se précipitera sur la lame en cristaux octaédriques fort petits, mais très nets. On le recherchera, par des coupes transversales, dans la paroi externe de l'épiderme de la feuille du *Sempervivum calcareum*, ou encore dans le liber de la tige des Cupressinées. Nous représentons dans la figure 7 (pl. III), un petit fragment du liber du genévrier commun qui présente un grand nombre de petits cristaux d'oxalate.

La *métacellulose ou fongine* devrait simplement ses propriétés toutes négatives à l'incrustation de la cellulose qui forme sa masse par des substances albuminoïdes. En effet, si l'on traite par la potasse le tissu des champignons supérieurs, ascomycètes et basidiomycètes, où l'on rencontre la fongine, l'action de la potasse étant prolongée à froid pendant plusieurs semaines, puis achevée par l'ébullition, on enlève la matière incrustante et la cellulose reparaît avec toutes ses propriétés.

Par *coloration* on entend le dépôt dans la paroi de matières colorantes sécrétées par la cellule; elle s'observe soit dans le bois, soit dans le liber. C'est dans les parois des cellules ligneuses qu'on cherchera les matières colorantes des bois de Fernambouc, Sappan, Campêche, Santal, Mûrier des teinturiers, racine de Berbéris. Les coupes transversales en montrent facilement la localisation: nous représentons (fig. 2, pl. III) une petite portion de bois de Fernambouc dans lequel la paroi *v* des vaisseaux, celle des fibres *f*, enfin celle du parenchyme *p*, sont également chargées de principe colorant. Les réactions de ces matières varient, est-il besoin de le dire, avec leur composition chimique.

Passons maintenant au dernier groupe.

La *cutine ou subérine* se développe à la surface de tous les végétaux dont elle constitue la substance protectrice par excellence. Elle est très répandue : elle forme la cuticule des cellules épidermiques, la partie externe de l'exine des grains de pollen, l'exospore des spores, la masse totale du liège [1].

La subérine se dissout dans la potasse concentrée et bouillante qui la transforme en une masse granuleuse jaune d'or. Le mélange oxydant d'acide azotique et de chlorate de potasse la transforme à l'ébullition en acide subérique. Le chlorure de zinc iodé, l'iode employé seul ou après l'action de l'acide sulfurique la colorent en jaune ou en brun. Elle fixe avec intensité les couleurs d'aniline. La fuchsine ammoniacale la colore en un rose noirâtre qui tranche assez bien sur la teinte rose vif que prennent sous la même influence les tissus lignifiés. L'énergie avec laquelle elle retient la fuchsine permet de distinguer ces deux matières : subérine et lignose, car les coupes colorées à la fuchsine traitées par l'alcool absolu cèdent facilement la matière colorante au liquide, sauf cependant celle qui s'est fixée sur la subérine qui, après le traitement, apparaît en rouge sur le fond décoloré.

L'acide chromique pur, privé d'acide sulfurique, employé, selon les cas, à différents états de concentration, éclaircit les tissus cutinisés, naturellement jaunes ou bruns, et les rend diaphanes.

Nous donnons en 3, pl. III, une partie de la coupe transversale de la feuille d'iris. La paroi externe des cellules épidermiques est nettement divisée en deux parties : une fine lame brune, externe, *cu*, la cuticule ; plus intérieurement, la paroi de cellulose *cl* qui se montre éclairée. On accentuera encore la différence de coloration en traitant la préparation par le chlorure de zinc iodé ou l acide sulfurique et l'iode : la cellulose deviendra bleue, la cuticule jaune. Les épidermes des feuilles d'Aloès, d'Agave, d'Œillet se prêtent également bien à cette étude. On pourra vérifier les propriétés de la subérine sur des coupes minces de bouchon : liège du *Quercus suber*. On rencontre souvent au-dessous de la cuticule une couche plus ou moins épaisse de cellulose incomplètement transformée en subérine, ce sont les *couches cuticulaires* qui présentent encore après l'action de la potasse concentrée et bouillante, qui enlève la subérine, les réactions de la cellulose. On cherchera les couches cuticulaires dans la feuille de houx *(Ilex aquifolium)*, dont on préparera des coupes transversales.

Le fait de la transformation partielle de la paroi n'est pas propre à la

1. D'après M. Vuillemin, la cutine et la subérine ne seraient pas des matières identiques, car si l'on traite ces substances par : 1° un excès de bleu d'aniline en solution alcoolique, 2° la phloroglucine, 3° l'acide chlorhydrique, la cutine se colore en bleu pur, la subérine en rose.

subérification, elle s'observe dans la gélification, la lignification; dans des cas nombreux, la paroi se trouve ainsi divisée en deux, trois, quatre couches superposées de matières différentes formant ce que l'on nomme des *enveloppes*. Chez les Algues à parois gélifiées la partie interne de la membrane reste toujours à l'état de cellulose comme le montrent facilement les coupes transversales des cellules externes du thalle du *Fucus vesiculosus*, fig. 8. Pareil fait s'observera dans l'albumen du caroubier (fig. 9).

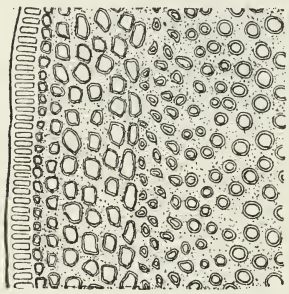


Fig. 8. — Coupe transversale du thalle du *Fucus vesiculosus*.

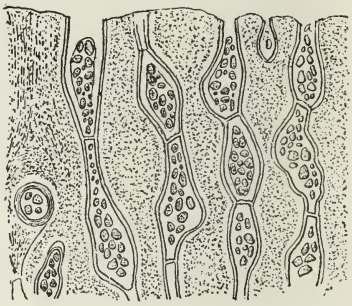


Fig. 9. — Albumen du caroubier à membranes cellulaires gélifiées.

Les enveloppes des grains de pollen de l'if (pl. XXVII, fig. 9) sont quadruples : à l'extérieur se rencontrait dans le jeune âge une première membrane gélifiée qui a servi à la nutrition du pollen et qui par sa disparition a amené la mise en liberté de l'appareil mâle ; la deuxième membrane est subéreuse et forme la partie externe de l'exine du pollen libre; la troisième est gélifiée et rompt la seconde par son gonflement lorsqu'elle se trouve au contact de l'eau; la quatrième qui se développera en boyau pollinique est cellulosique. De pareils faits s'observent fréquemment dans les parois lignifiées et, sans nous y arrêter ici, nous utiliserons cette connaissance dans la dernière partie de ce traité pour la détermination des fibres textiles d'après le procédé Vétillart.

CONTENU DES CELLULES

Nous classerons au point de vue pratique le contenu des cellules en trois catégories.

- SUBSTANCES
  - LIQUIDES
    - en solution, par conséquent dissimulées.
      - Glucose, lévulose, saccharose, dextrine, gomme.
      - Mucilage, glucosides, inuline, hespéridine.
      - Acides : tannique, tartrique, oxalique, etc.
      - Sels : crème de tartre, malate de chaux.
      - Alcaloïdes : Asparagine, leucine, tyrosine.
      - Zymases : diastase, pepsine, invertine.
      - Pigments liquides : violet, indigo, bleu, rose.
    - en suspension directement visibles
      - Huiles grasses, huiles essentielles, résines, caoutchouc, etc.
  - SOLIDES
    - Leucites ou plastides : amidon, chlorophylle, pigments solides.
    - Cristalloïdes, aleurone.
    - Corps gras cristallisés.
    - Matières minérales cristallines et amorphes : silice, oxalate de chaux, soufre, tartrates, etc.

Les corps de la première catégorie ne peuvent être observés directement ; il faut avoir recours, pour les mettre en évidence, soit à la précipitation, soit à la cristallisation, ou, utilisant leurs propriétés chimiques, former à leurs dépens des précipités caractéristiques.

Nous aurions déjà dû parler du *glucose* et de la *dextrine*, mais, l'apparition de ces corps dans la paroi amenant sa désorganisation complète, nous n'avons pas cru devoir nous y arrêter puisque la membrane n'existe plus lorsqu'on peut les rencontrer. On constatera, du reste, leur présence dans les produits de la liquéfaction de la paroi au moyen des réactifs que nous allons donner. On pourra s'adresser au liquide provenant de la désorganisation du chapeau des coprins, liquide qui sera traité aussitôt sa formation par la chaleur d'abord, puis par le filtre, afin d'empêcher la destruction du glucose par la fermentation et d'éliminer les corps en suspension.

Le glucose, le saccharose, le sucre interverti peuvent se rencontrer chez tous les végétaux et dans toutes les parties du végétal, mais on les recherchera plutôt, pour apprendre à les caractériser, dans les fruits, les disques et les nectaires, sans oublier cependant que l'on peut rencontrer le saccharose en grande quantité dans la racine de carotte cultivée, le collet de la betterave, la moelle de la canne à sucre. Le sucre interverti sera recherché dans les raisins et les groseilles mûres. Le sucre interverti est mêlé à du sucre de canne dans les fruits mûrs de l'ananas, l'abricot, la pêche, la prune. Le saccharose est abondant dans les fruits acides non mûrs, les nectaires floraux de *Mirabilis*, *Fuchsia*, *Helleborus niger* (pl. XXVI, fig. 17, 18, 19), *Agave americana*, *Polygonatum multiflorum*.

On ne peut séparer par le microscope le glucose du lévulose ; leur recherche est fondée sur la réduction par ces corps, à la température de l'ébullition, des sels de cuivre à l'état de sous-oxyde rouge insoluble.

Toutes les liqueurs employées journellement par les chimistes pour la recherche du glucose, liqueurs de Fehling [1] et de Barreswill, sont également bonnes à condition toutefois de se plier exactement au mode opératoire suivant, sous peine de voir le sucre diffuser dans le réactif et donner par suite des indications fausses sur sa localisation dans la plante. Ayant déposé sur une lame une goutte pas trop volumineuse du réactif, on la porte à une température voisine de l'ébullition ; pendant ce temps on enlève une coupe *épaisse* du tissu à étudier et on la plonge dans le liquide presque bouillant ; on recouvre rapidement de la lamelle et l'on supprime la source de chaleur, évitant avec soin toute formation de bulles après immersion de la coupe ; dans ces conditions le précipité de sous-oxyde se fait uniquement dans les cellules qui contiennent normalement du glucose. Le glucose cristallisé dans l'alcool se présente en lames hexagonales qui semblent dériver du prisme orthorhombique ; il fond à 80°.

Le *saccharose* ne réduit pas les sels de cuivre ; mais si l'on immerge pendant quelques minutes une coupe *épaisse* contenant du sucre de canne dans une goutte d'acide chlorhydrique étendu de son volume d'eau distillée tenue à 70° environ, le saccharose étant interverti dans ces conditions, la coupe traitée ensuite, après lavage rapide, par la liqueur de Fehling donne le précipité rouge caractéristique des glucoses. Mais, comme on est exposé à perdre complètement le saccharose pendant ces manipulations, il est préférable de le précipiter dans les cellules par l'alcool absolu : il se dépose en cristaux clinorhombiques maclés. La dessiccation suffit pour amener le même résultat. Si l'on ne tient pas à précipiter le saccharose dans son lieu d'élection, on peut traiter le tissu, préalablement desséché, par l'alcool à 90° pour dissoudre le saccharose, puis additionner le liquide du double de son volume d'éther ; le sucre se dépose. L'opération peut se faire dans un petit tube à insecte.

La *dextrine* est très difficile à caractériser sous le microscope ; certains prétendent qu'elle réduit les sels de cuivre et se fondent sur ce fait et sur son insolubilité dans l'alcool pour la distinguer, mais il y a lieu de se demander si les dextrines qui ont fourni le pricipité d'oxydule étaient bien exemptes de glucose, car le pouvoir réducteur de la dextrine est nié par des chimistes de la plus haute valeur, et il est certain que la production de dextrine sous l'influence de la diastase est toujours accompagnée de glucose et de maltose, sucres réducteurs des sels cupriques. Nous ne donnons donc que sous toutes réserves les deux réactions suivantes que nous

1. Sulfate de cuivre cristallisé 34 gr. 65 ; eau distillée 200 ; tartrate de potasse et de soude pur 172 grammes ; lessive de soude à 18°, 5 B°., 480 centimètre cub. Dissolvez les sels dans l'eau, ajoutez la lessive de soude, puis Q. S. d'eau distillée pour compléter exactement le volume d'un litre.

empruntons à la microchimie végétale de Poulsen. 1° *Réactif de Trommer :* si l'on vient à immerger une coupe épaisse pendant un temps variant entre deux et dix minutes dans une solution à 10 0/0 de sulfate de cuivre, puis qu'on la lave rapidement et qu'on la précipite dans une solution bouillante à parties égales de potasse et d'eau, le contenu des cellules se colorera en *bleu clair* s'il présente du *saccharose*, en *jaune rougeâtre* s'il renferme du *glucose*, en *rouge-cinabre* s'il retient de la *dextrine*. La distinction me semble difficile, connaissant par expérience la variation de teintes que présente l'oxydule selon les conditions de sa précipitation. 2° *Réaction de Barfœd :* les tissus maintenus quelque temps dans une solution bouillante d'acétate neutre de cuivre[1] donneraient, après un long repos, un précipité rouge lorsqu'ils contiendraient du glucose, pareil fait ne se produirait pas avec la dextrine, le saccharose, la mannite et la gomme. Le réactif iodé-ioduré colore les solutions de dextrine en violet rougeâtre.

Nous ne reviendrons pas sur les réactions des *gommes* et *mucilages* données page 70; nous insisterons seulement, à nouveau, sur ce fait que les tissus doivent être immergés dans l'alcool à 90°, au moins pendant 24 heures, avant d'être sectionnés par le rasoir, et que les coupes doivent être recueillies et manipulées dans le même véhicule, enfin montées dans le baume au sortir du bain alcoolique si l'on ne veut voir disparaître instantanément les matières recherchées. Nous avons représenté (pl. X, fig. 5-5[1]) plusieurs cellules pleines de mucilage prises dans une coupe transversale de racine de guimauve préparée exactement comme nous venons de le dire : le mucilage remplit complètement la cellule et y est déposé en couches concentriques.

C'est vraisemblablement à la présence d'une petite quantité d'amidon ou de cellulose dans leur intérieur que les mucilages doivent cette propriété, que certains leur attribuent, de se colorer en bleu ou violet par l'iode employé seul ou avec le concours de l'acide sulfurique, ce que l'on sait de la genèse des mucilages rend la chose fort probable.

L'*inuline*, qui possède la même composition que l'amidon $C^{36}H^{30}O^{30}$, se rencontre chez quelques Composées et quelques plantes des familles voisines : Dipsacées, Campanulacées, etc., où elle remplace partiellement l'amidon; on s'adressera pour les manipulations aux racines de dahlia et de topinambour, recueillies en automne, dans lesquelles on trouvera l'inuline en grande quantité à la périphérie, dans le parenchyme ligneux qui entoure les vaisseaux. Bien qu'elle soit peu soluble dans l'eau distillée au-dessous de 50° (moins de 1 0/0), elle est en solution dans le suc cellulaire et doit être précipitée pour être observée ; on met à

1. Acétate neutre de cuivre 1; eau distillée 15; acide acétique cristallisable une goutte.

profit pour cela son insolubilité dans la glycérine froide et concentrée, l'alcool ou la dessiccation. Selon le procédé employé et la rapidité de la précipitation, l'inuline se présente avec des aspects différents : 1° Si l'on abandonne sur une lame une coupe de racine fraîche de dahlia et qu'on l'y laisse dessécher, puis qu'on l'observe dans une goutte de glycérine, on trouvera l'inuline concrétée en masses mamelonnées, sortes de choux-fleurs. 2° Plonge-t-on la coupe fraîche dans la glycérine concentrée et froide, l'inuline se précipite immédiatement sous forme de gouttelettes huileuses réfringentes qui, avec le temps, se divisent en aiguilles rayonnées formant par leur assemblage un sphérocristal. 3° Si l'on traite par l'alcool à 90° une petite quantité de suc des plantes citées, il se dépose rapidement une poudre blanchâtre formée en grande partie par de petites sphérules d'inuline *a* (fig. 22, pl. III) veloutées lorsqu'elles sont vues de face par le pointement des aiguilles réunies en sphérocristal qui forment la masse, aiguilles que l'on discerne bien (*b*, *c*) lorsqu'on met au point le centre de la sphérule. 4° Si l'on immerge dans l'alcool des rondelles de racine, l'inuline se dépose en sphérocristaux dans les cellules, mais le volume de ceux-ci varie avec l'épaisseur des morceaux et la quantité d'alcool employée ; les sphérocristaux seront d'autant plus beaux qu'ils auront mis plus de temps à se former; ils peuvent atteindre jusqu'à 500 μ.

Les sphérocristaux sont bien souvent incomplets ; ils se présentent alors comme des fragments de sphère appuyés contre la paroi ; on les voit souvent se compléter par l'agglomération du dépôt de deux, trois, quatre cellules voisines ayant pour centre de formation un point commun de la paroi (22′, 22″, pl. III). Lorsque les sphérocristaux prennent un certain volume, ils se fendillent irrégulièrement selon le rayon, donnant naissance à des sortes d'étoiles. Les gros sphérocristaux montrent aussi que les aiguilles d'inuline sont divisées, comme celles de cellulose, en parties plus ou moins hydratées alternant en couches concentriques (22′).

Les coupes, faites dans un sens quelconque, peuvent être observées dans l'eau froide, mais il est préférable d'employer la glycérine. Les aiguilles sont rendues plus visibles par addition d'une petite quantité d'acide azotique à la glycérine. L'iode, en se glissant dans les fentes, les rend manifestes. Le réactif cupro-ammoniacal facilite la distinction des couches d'hydratation. Si, après observation dans l'eau ou la glycérine étendue on chauffe la préparation, l'inuline se dissout dans le liquide; on emploiera ce procédé pour éliminer l'inuline des préparations qu'elle obscurcit. La potasse, les acides chlorhydrique, sulfurique la font également disparaître. A la lumière polarisée, les sphérocristaux d'inuline présentent la croix noire (fig. 10), fait qui démontre à la fois la cristallisation de la matière et sa biréfringence.

Il ne faut pas confondre avec l'inuline les sphérocristaux d'*hespéridine*, glucoside qui se précipite sous l'influence de l'alcool dans le mésocarpe des fruits verts de citronnier et d'oranger. Ce corps se distinguera par son insolubulité dans l'eau bouillante, la glycérine, les acides (l'acide acétique cristallisable faisant exception).

Le *tanin* peut se rencontrer dans un très grand nombre de végétaux, mais sera cherché de préférence dans l'écorce jeune des chênes dont on fera des coupes transversales (*tan*, fig. 16, pl. IX), la tige des Rosacées : le péricycle et les rayons médullaires des Pomacées, la moelle des Rosa et des Rubus dont les coupes longitudinale et transversale sont représentées en 3,3′, pl. VI.

Le tanin est presque toujours à l'état de solution dans le suc cellulaire, cependant les écorces âgées de chêne, de bouleau et de peuplier le montrent à l'état de gouttelettes ou de petites masses molles. Pour le mettre dans

Fig. 10. — Sphéro-cristal d'inuline de l'*Helianthus tuberosus*, vu dans la lumière polarisée (d'après Dippel).

tous les cas en évidence, il faut avoir recours à la propriété qu'il possède de donner naissance à un précipité noir avec les persels de fer ; pour l'usage du microscope on emploiera le perchlorure des officines à 30° étendu de moitié d'eau, ou l'acétate de peroxyde liquide étendu de 2 volumes d'eau. Quelques précautions sont nécessaires pour éviter la diffusion du tanin dans le réactif : les coupes, aussitôt faites, sont déposées sur la lame sur laquelle on a *étalé* préalablement une quantité de réactif telle que la préparation puisse s'en imbiber sans flotter dans son intérieur. On retourne la coupe après quelques minutes afin d'égaliser l'action ; puis on enlève l'exès de réactif avec le papier à filtrer et on monte dans la glycérine.

On a encore recommandé, pour mettre le tanin en évidence : 1° une longue immersion du tissu dans une solution de bichromate de potasse au dixième : les cellules à tanin se colorent en rouge-brun ; 2° le violet d'Hanstein (Voy. p. 71) qui les teint en rouge fauve ; 3° le chlorure de zinc iodé étendu, en rouge ou violet. L'emploi des persels est bien préférable, mais il ne faut pas oublier que, si le tanin du chêne, des Rosacées, des noix de galle précipite les persels de fer en noir ou bleu foncé, les tanins des *Cinchona*, *Acacia catechu*, *Coffea arabica*, *Morus tinctorum*, forment avec

eux des précipités verts, ceux des *Krameria*, *Artemisia Absinthium*, *Urtica*, des dépôts gris verdâtre.

L'*acide oxalique* qu'on trouve à l'état de liberté dans les plantes grasses (Crassulacées, Mésembryanthémées, Cactées), les poils glanduleux du *Cicer arietinus*, est facilement mis en évidence, en même temps, il est vrai, que les oxalates solubles, en traitant les coupes par un sel quelconque de chaux rendu légèrement alcalin par quelques gouttes d'ammoniaque. Il se dépose dans ces conditions de l'oxalate de chaux en cristaux octaédriques minuscules (fig. 15, pl. XXXVIII).

Certains sels peuvent être précipités; ainsi la crème de tartre, cristallisée dans le système orthorhombique, pourra s'observer facilement sur des coupes pratiquées dans des raisins qui auront séjourné plusieurs jours dans l'alcool à 90° ou mieux dans la liqueur d'Hoffmann, mélange à parties égales d'alcool à 90° et d'éther.

Il y a tout à faire pour la recherche microscopique des *alcaloïdes*. Je n'ai jamais pu observer les sels de quinine cristallisés signalés par quelques auteurs dans certaines variétés de quinquina après action de la potasse et lavage à l'eau. La glycérine concentrée précipiterait à la longue la pipérine dans les coupes de poivre; je signale le fait sous toutes réserves.

Les *amides* sont des produits normaux de l'organisme résultant du dédoublement des matières albuminoïdes sous l'influence de la force vitale. Dans certains cas des hydrates de carbone prendraient naissance dans ce dédoublement et le dépôt de cellulose n'aurait pas d'autre origine. Inversement, les amides placés au contact des hydrates de carbone s'y combineraient pour régénérer le composé albuminoïde primitif. Il y aurait ainsi une sorte d'équilibre qu'on doit détruire pour amener l'accumulation des amides dans la plante afin d'en faciliter l'observation. Les conditions favorables se trouveront réalisées chaque fois que la formation des hydrates de carbone, c'est-à-dire la fonction chlorophyllienne, sera paralysée; partant de là, on recherchera les amides dans les végétaux cultivés à l'obscurité, les tiges étiolées, les boutures, les bourgeons, les plantules en germination avant le développement des feuilles lorsqu'elles ont épuisé leur réserve hydrocarbonée. On se procurera facilement des échantillons d'étude en élevant des plantes en cave [1].

Les amides que l'on pourra observer facilement sont : l'asparagine, la leucine, la tyrosine qui, du reste, se présentent souvent dans les plantes à l'état de mélange. Le procédé de recherche est toujours le même : il consiste dans la précipitation de ces corps par l'alcool absolu employé en quantité telle que le titre du liquide ne soit pas sensiblement abaissé par

1. Voyez Wurtz, *Dict. de Chimie*, Asparagine.

l'addition du suc cellulaire. Si l'on tient à se rendre compte de la localisation, on agira sur de petites portions de plante que l'on sectionnera après un séjour de 24 à 48 heures dans l'alcool; on montera les préparations immédiatement dans le baume. Si l'on tient à constater seulement la présence de l'amide, on déposera sur une lame une coupe un peu épaisse de tissu frais et on la traitera par plusieurs gouttes d'alcool absolu déposées successivement; finalement on la laissera dessécher sous une lamelle afin d'obtenir de plus beaux cristaux; ceux-ci se trouveront surtout autour de la coupe.

On distinguera les différents amides par leurs formes cristallines.

L'*asparagine* sera cherchée dans les amandes vertes, les lambourdes d'Amygdalées et de Pomacées, les turions d'asperge, la racine de guimauve, les germes des tubercules de dahlia, les plantules de lupin, les tiges étiolées de beaucoup de Légumineuses; elle cristallise dans le prisme droit à base rhombe; on peut l'isoler en traitant la préparation par une solution aqueuse *saturée* d'asparagine qui enlève les substances étrangères précipitées également par l'alcool. A 100°, les cristaux perdent leur eau de cristallisation et se résolvent en une gouttelette réfringente, huileuse.

La *leucine* cristallise en lamelles nacrées, plus légères que l'eau, ressemblant à la cholestérine; elle ne fond qu'à 170° et se sublime aussitôt. « Elle accompagne en abondance l'asparagine dans les plantules de diverses Légumineuses, notamment dans celles de la vesce. » (Van Tieghem.) La *tyrosine* cristallise en aiguilles soyeuses isolées ou groupées en étoile; je l'ai précipitée en assez grande abondance des plantules d'*Helianthus annuus*.

Les *matières colorantes* violettes, indigo, bleues (que l'on réunit souvent en un groupe, qui, ayant le bleu pour type, a pris le nom de *série cyanique*, renfermant toutes les teintes occupant la portion la plus réfrangible du spectre), et le rose, qui provient sans conteste du développement des matières précédentes dans un milieu acide, se présentent généralement à l'état de solution dans le suc cellulaire; exceptionellement la matière colorante des Dahlias jaunes, des Tagetes, de l'*Althæa Sieberi* prennent le même état. On les observe communément dans les fleurs, cependant on les rencontre aussi dans les plantes à feuillage coloré : le chou rouge, le *Berberis violacea* où on peut les recueillir en tout temps, le Mahonia où elles apparaissent à l'automne et se produisent en quantité assez grande pour voiler complètement la chlorophylle (fig. 28 et 28'); les tiges n'en sont pas dépourvues (Pomacées).

Ces matières sont généralement contenues dans les cellules épidermiques et le meilleur moyen de les observer consiste à enlever à l'aiguille un lambeau de cette membrane et à le monter dans l'eau distillée : la pen-

sée, la violette fourniront des exemples de bleu (*anthocyanine*), les pétales d'*Althæa rosea* (fig. 25, pl. III), de rose. On évitera l'action des acides ou des alcalis qui feraient virer la teinte, celle de la chaleur qui amènerait la diffusion de la matière colorante dans le véhicule. (Comparez les figures 28 et 28′ pl. III ; en 28′ la matière colorante (*érythrophylle*) *c* a été soustraite par la chaleur et la chlorophylle est devenue visible.)

Dans le chou rouge, le Berberis, le Mahonia (fig. 28) l'assise colorée se trouve immédiatement au-dessous de l'épiderme ; on peut rencontrer plusieurs assises colorées superposées (*Euphorbia splendens*). Les matières contenues dans deux couches voisines peuvent être dissemblables ; les choses peuvent aller plus loin : les cellules d'une même couche peuvent être diversement colorées ; on peut même rencontrer (pétales du *Pyrethrum indicum*) dans la même cellule des matières colorantes solides et liquides. Pour s'assurer qu'il existe une ou plusieurs assises colorées, il faudra absolument faire des coupes perpendiculaires à la surface de l'organe. Les coupes de pétales se feront dans la pince de sureau ; elles réclament un bon rasoir et une grande légèreté de main.

Il est généralement admis que les *zymases* ne sont pas observables au microscope, d'où leur nom de ferments non figurés ; tel n'est pas cependant l'avis de M. Béchamp, qui les regarde comme des micrococcus susceptibles de se multiplier : nous signalons simplement le fait, qui a besoin de confirmation.

Passons maintenant aux corps de la seconde catégorie : LIQUIDES VISIBLES AU MICROSCOPE.

Les *huiles grasses* peuvent se présenter dans la cellule avec deux aspects différents : lorsqu'elles sont à l'état de réserve nutritive dans les graines, soit dans l'albumen (pavot, ricin), soit dans les cotylédons (lin, crucifères, cacao, amandes, etc.), elles sont toujours en granules extrêmement fins qui seraient méconnaissables si la section n'amenait çà et là la fusion d'un certain nombre d'entre eux en gouttelettes plus ou moins volumineuses, jaunes, fortement réfringentes et à cause de cela faciles à distinguer ; si, tout au contraire, elles doivent leur origine à la dégénérescence de certaines cellules ou parties de cellules ayant achevé de jouer leur rôle (péricarpe de l'olive, parenchyme des feuilles à l'automne, altération de la chlorophylle), elles affectent toujours la forme de gouttelettes très réfringentes. Il est vrai que de jeunes grains d'amidon peuvent avoir le même aspect ; les réactifs ou colorants les différencieront facilement : l'eau iodée, sans action apparente sur les graisses, colorera en bleu l'amidon ; de plus, la teinture d'orcanette communiquera une teinte rouge aux corpuscules graisseux, mais il faut noter que l'action de ce colorant est bien plus nette avec les huiles insolubles dans l'alcool, ainsi elle réussit mieux avec le

lin qu'avec le ricin. J'engage les débutants à tenter la coloration de coupes transversales de graine de lin ; la section est plongée aussitôt après son obtention dans une goutte de réactif et y est abandonnée quelques minutes avant d'être montée dans la glycérine. Lorsque la plante est fraîche, il est indispensable de traiter au préalable la préparation par l'eau qui dissout le sucre et les hydrates de carbone susceptibles de retenir l'huile et de la dissimuler.

L'acide osmique est le réactif par excellence des corps gras qu'il colore d'abord en brun, puis en noir. La cyanine ou bleu de quinoléine en solution aqueuse ou alcoolique teint les graisses en bleu. Les huiles grasses sont solubles dans l'éther, le chloroforme ; elles ne sont pas volatiles.

Ce dernier caractère permettra de les distinguer des *huiles essentielles* qui sont éminemment volatiles, mais jouissent comme les précédentes d'une forte réfringence, et de la solubilité dans l'éther, le chloroforme. L'alcool à 90°, sans action sur les huiles grasses, sauf pourtant l'huile de ricin, dissout au contraire facilement la plupart des huiles essentielles. Celles-ci se présentent le plus souvent en gouttelettes beaucoup plus volumineuses que les huiles grasses ; leur localisation toute différente (Voy. Appareil secréteur) empêchera encore la confusion. Leur constitution chimique très variable a empêché, et empêchera peut-être toujours, de trouver un réactif général des huiles essentielles. Aussi, verrons-nous les liquides qui serviront à caractériser les huiles essentielles, communiquer à ces corps des colorations fort diverses sans qu'aucun d'eux ne teinte de la même façon toutes les essences. On a donné une liste assez longue de ces réactifs ; ceux qui nous semblent convenir le mieux aux micrographes sont : 1° l'acide azotique fumant ; 2° l'acide sulfurique concentré ; 3° le *réactif de Frœhde* que l'on obtient en dissolvant un centigramme de molybdate de sodium dans un centimètre cube d'acide sulfurique concentré ; 4° l'hydrate de chloral impur ; 5° une solution chloroformique de brome à 1/20 [1].

Il est également difficile de donner des réactifs généraux des *résines* qui sont bien plus caractérisées par leurs propriétés physiques que par leur constitution chimique, d'autant plus que bien souvent elles se présentent à l'état de mélange, témoin les gommes-résines, les térébenthines, les baumes. Leur aspect au microscope est aussi très variable : ainsi chez les Convolvulacées les résines sont à l'état d'émulsion, c'est-à-dire en granules impalpables, dans le suc des laticifères (rhizome de turbith, pl. VI, fig. 1, 1′, *r*) ; dans les térébenthines, elles sont dissoutes dans les essences et le tout forme sous l'objectif des masses ou traînées grisâtres, mielleuses,

1. Pour plus de détails nous renvoyons au tome X de l'Encyclopédie chimique : *Analyse chimique des végetaux*, par Dragendorff et Schlagdenhauffen.

souvent écumeuses. La résine que l'on observe dans les fruits du poivrier se présente en petites masses homogènes, d'un jaune serin à peine translucide. Poulsen donne comme réactifs généraux des résines : 1° la teinture d'orcanette qui les colore en rouge; 2° le violet d'Hanstein qui les teint en bleu et 3° la solution aqueuse d'acétate de cuivre (réactif de Franchemont et d'Unverdorben) qui communique aux résines, après cinq à six jours d'immersion dans son intérieur, une belle coloration vert-émeraude. La fuchsine les teint en bleu ou violet. Beaucoup sont solubles dans l'alcool; la plupart le sont dans l'éther, le chloroforme; on utilisera cette propriété pour débarrasser les tissus des résines ou térébenthines lorsqu'elles deviennent gênantes par leur trop grande abondance.

Le *caoutchouc* se présente en fins granules tenus en suspension dans le latex d'un grand nombre de plantes. Il est surtout abondant chez les Morées et les Euphorbiacées. On le recherchera chez le *Ficus elastica* dont on pourra facilement recueillir quelques gouttes de latex en brisant le limbe de la feuille et mieux le pétiole ; on pourra préparer des coupes longitudinales du pétiole qu'on montera immédiatement dans la glycérine afin d'éviter la déperdition du liquide ; on rencontrera les laticifères dans le tissu conjonctif. Les huiles essentielles, la benzine, le sulfure de carbone, le chloroforme dissolvent le caoutchouc. La *gutta-percha* se présente avec le même aspect dans les laticifères des Sapotées.

Nous arrivons à la troisième catégorie : LES CORPS SOLIDES.

Les plus importants sont sans contredit, bien que l'attention n'ait été attirée sur eux que dans ces derniers temps, les *plastides*, petites masses incolores (ce qui les a fait appeler *leucites* par M. Van Tieghem) de substance azotée provenant de la différenciation et de l'individualisation de certaines parties du protoplasma, à côté duquel on devrait les placer logiquement. Ils sont parfaitement visibles avec un grossissement de 300 diamètres; beaucoup plus volumineux que les microsomes, ils n'atteignent

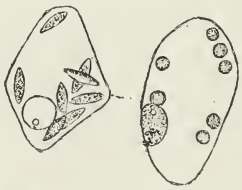


FIG. 11. — Cellules de l'albumen du *Melampyrum macrocarpum* contenant des plastides de formes différentes et un noyau beaucoup plus volumineux (W. Schimper).

cependant jamais la taille du noyau, comme le montre la figure 11. Leur nom, très correct, de plastides (de πλάστης, qui forme) leur vient de leur pouvoir générateur; ce sont eux qui forment, en effet, de bonne

heure les grains d'amidon, les corps chlorophylliens et les pigments solides. Étant générateurs d'amidon, ils constituent les corpuscules amylogènes; formateurs de chlorophylle, ils sont les chlorophores azotés des anciens auteurs; mais ils peuvent créer à la fois de l'amidon et de la chlorophylle. Schimper, qui les a décrits dans ces derniers temps[1], recommande, pour les étudier, d'éviter le contact de l'eau qui les gonfle et les altère, et conseille d'immerger immédiatement les coupes dans de la teinture d'iode étendue d'eau, mais il n'indique pas les proportions les plus convenables.

D'après nos essais une liqueur étendue est préférable à une solution riche en alcool, car la teinture d'iode pure n'agit que peu ou pas sur les granules d'amidon, ce qui est particulièrement fâcheux dans le cas actuel où l'on doit suivre la genèse de ces corps. J'ai obtenu les meilleurs résultats d'un réactif préparé en mélangeant à 4 parties de la solution iodée iodurée habituelle (KI, 1 gr ; HO, 100 ; I, Q.S. pour saturer) une partie de teinture d'iode (I, 1 ; alcool à 90°, 12) ; il colore nettement l'amidon en bleu, les plastides en brun jaunâtre.

On prendra comme sujet d'étude de jeunes rameaux de Phaseolus et de pomme de terre ; on pratiquera des coupes dans le dernier entre-nœud, le plus jeune, et l'on immergera celles-ci dans un verre de montre contenant quelques grammes du réactif. L'observation se fera également dans le réactif. Les plastides seront recherchés dans la moelle ; ceux de la pomme de terre, arrondis ou très légèrement elliptiques, sont surtout groupés autour du noyau ; ceux des *Phaseolus compressus*, *tumidus*, *multiflorus*, sont arrondis et répartis çà et là dans le protoplasma pariétal.

Ayant ainsi fait connaissance avec les plastides, on pourra les observer

Fig. 12. — Plastides générateurs d'amidon et de chlorophylle d'après Sachs. *a*, *b*, corpuscules jeunes ; *d*, *e* corpuscules envoie de division ; *f*, *g*, plastides altérés par l'eau (feuille du *Funaria hygrometrica*).

avec leur coloration naturelle dans l'eau additionnée d'un tiers d'alcool à 90°.

Les plastides s'accroissent. Lorsqu'ils ont acquis un certain volume, ils se multiplient par scissiparité à la suite de la formation d'un étranglement médian (fig. 12, *d.*).

Amidon. — *Genèse.* Si nous n'abandonnons pas nos rameaux de haricots

1. *Ann. des Sc. natur. Bot.*, 1881.

ou de pomme de terre et que nous entamions successivement les entre-nœuds inférieurs en nous écartant de plus en plus du point végétatif, nous verrons, en traitant les coupes par le réactif iodé alcoolique, apparaître dans les plastides dès le second entre-nœud de petits grains noirs, germes d'autant de grains d'amidon, puis ces points s'enfler assez rapidement pour être nettement distingués sans le secours du colorant dans le troisième ou le quatrième entre-nœud[1] (fig. 13).

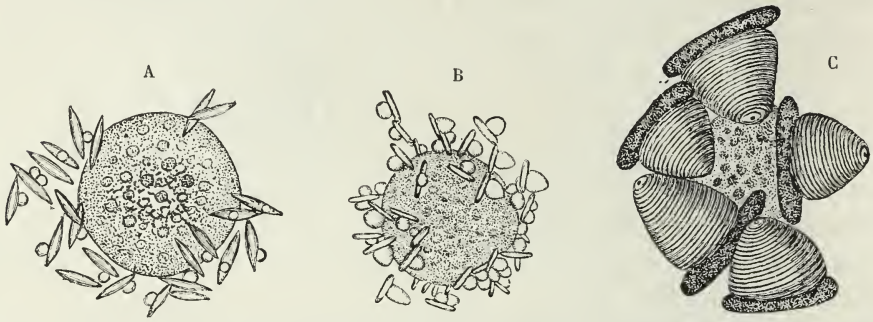


Fig. 13. — Formation de l'amidon par les plastides du *Phajus grandiflorus* d'après Schimper. A, B, C, états successifs des grains vus avec des amplifications différentes. Les plastides sont ici massés autour du noyau.

Le processus n'est pas entièrement le même dans les deux plantes. Chez la pomme de terre le granule amylacé apparaîtra à la périphérie du plastide et par les progrès de l'accroissement il sera partiellement rejeté à l'extérieur. A partir de ce moment, son développement deviendra unilatéral, car le dépôt de matière amylacée ne peut se faire qu'au contact du plastide. Bien plus, le plastide, étant distendu par le dépôt d'amidon dans son intérieur, s'étale en croissant et le grain d'amidon s'élargissant devient piriforme. On rencontre aussi, çà et là, des plastides allongés qui présentent dans leur jeunesse deux ou trois centres de formation d'amidon, mais ces granules jumeaux ne tardent pas à venir au contact et, à partir de ce moment, ils perdent leur indépendance par un revêtement commun de nouvel amidon (fig. 14).

Dans les haricots, le granule amylacé prend toujours naissance au centre du plastide et reste en tous points plongé dans son intérieur. Le plastide distendu le recouvre à la façon d'une pellicule et est ici beaucoup plus difficile à distinguer que le croissant localisé à la base de la fécule de pomme de terre. L'accroissement cesse dans tous les cas lorsque le plastide énormément distendu, épuisé sans doute, disparaît. L'amidon, plongé jusque-là dans le protoplasma, est alors chassé dans le suc cellulaire.

1. N'ayant pas de figures du développement des grains d'amidon de la pomme de terre, nous empruntons celles que Schimper a prises sur le *Phajus grandiflorus;* à part ce fait que les plastides du Phajus sont allongés, le processus est exactement le même dans les deux cas.

Grains d'amidon. — On connaît trois variétés de grains d'amidon fondées sur leur mode de développement : lorsque le plastide ne présente qu'un centre de formation d'amidon, le grain qui en procède, complètement libre

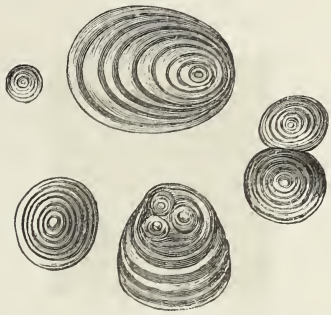


Fig. 14. — Amidon de pomme de terre. En bas, un grain demi-composé résultant de l'union indissoluble de trois granules primitivement indépendants et issus du même plastide.

et indépendant par la suite, prend le nom de *grain simple ;* lorsque le plastide présente plusieurs centres de formation et que les granules formés se mettent simplement en contact pour former des associations qui peuvent toujours être détruites par le choc, on a affaire à des *grains agrégés ou composés :* la pomme de terre (fig. 15 à droite), l'avoine (*ga*, 21, pl. III), le sagou, le manioc, les salsepareilles, les crocus nous en fournissent des exemples. Dans le troisième cas *les grains sont demi-composés :* ils résultent

Fig. 15. — Amidon de pomme de terre. A droite, un grain composé; à gauche, un grain demi-composé.

de l'union indissoluble de plusieurs granules primitivement libres par des dépôts communs d'amidon. La pomme de terre qui nous a déjà fourni des exemples de grains simples et composés présente aussi des spécimens assez nombreux de cette variété (fig. 15, à gauche).

Les grains d'amidon sont de véritables sphéro-cristaux formés par l'assemblage d'aiguilles biréfringentes, car ils présentent à la lumière polarisée la croix d'extinction caractéristique (fig. 16). Les cristaux ne sont point homogènes ; ils se divisent en parties plus ou moins hydratées qui, en se plaçant toutes à la même hauteur, donnent aux granules l'*apparence striée.* Les parties hydratées sont sombres, les autres réfringentes. Le dépôt primitif, étant toujours fortement hydraté, se détache en noir sur le reste du

grain et porte le nom de *hile* qu'il doit à une fausse interprétation de sa nature. Selon que l'accroissement du grain a été symétrique ou unilatéral, les stries sont disposées régulièrement, concentriquement, autour du hile, ou sont déjetées presque toutes d'un côté : le hile est alors excentrique.

Fig. 16. — Grain d'amidon de pomme de terre vu avec la lumière polarisée.

Les stries sont rendues plus visibles par toutes les substances susceptibles de gonfler légèrement les grains en les hydratant : la potasse étendue, le chlorure de zinc iodé, mais l'acide chromique étendu à 2 0/0 est donné comme le meilleur agent dans ce cas. Une hydratation trop forte fait disparaître les stries en répartissant également l'eau dans toutes les parties du grain ; la dessiccation agit de même. Les stries et le hile sont beaucoup moins évidents dans la glycérine que dans l'eau.

Tous les grains de fécule sont loin de se ressembler ; on en connaît au contraire une très grande variété de formes, mais tous les grains d'amidon d'une même espèce se ressemblent ; la similitude s'étend souvent à tous les membres d'un genre (Triticum), plus rarement à toute la famille (Légumineuses). Il y a aussi de très grandes différences quant au volume et le fait est, parfois, même fort sensible pour les grains d'une même espèce (Triticum) ; les granules des Légumineuses qui ont la même forme n'ont point le même volume comme le démontrent les chiffres suivants : fève 75 μ, lentille 67 μ, haricot 63 μ, gros pois 50 μ. D'une façon générale on peut trouver tous les intermédiaires entre 185 μ (pomme de terre Rohan) et 2 μ (graine du *Chenopodium quinoa*).

Le réactif par excellence de l'amidon est l'iode qui le colore en bleu plus ou moins intense selon la quantité d'iode employée. La coloration ne se produit que lorsque le grain est imbibé d'eau. Ce fait important doit faire tenir en suspicion la teinture d'iode pour la recherche de l'amidon et lui faire préférer les solutions aqueuses. Par l'action de la chaleur cette coloration bleue disparaît, mais elle reparaît par le refroidissement *si l'action du calorique n'a pas été prolongée trop longtemps.* On pourra prendre pour sujet de manipulation la recherche des bâtonnets amylacés, droits ou ren-

flés aux extrémités, du latex des euphorbes ; on déposera une gouttelette du liquide sur la lame, on l'étalera avec l'aiguille, puis on la recouvrira d'une goutte de solution iodée : les parties azotées se coloreront en jaune, les granules d'amidon en bleu noirâtre (fig. 8, pl. III).

Cette action de l'iode permet la distinction de ces petits granules amylacés fort réfringents qu'on rencontre souvent dans l'endoderme et que l'on prendrait facilement pour de l'huile. L'iode se fixe ici sur une substance, la *granulose*, qui forme les 95 centièmes du grain d'amidon; le reste est constitué par une autre substance, l'*amylose*, répandue uniformément dans le grain et qui se colore non en bleu, mais en rouge cuivreux par l'iode. On met l'amylose en évidence en tenant dans un tube à 40° pendant 24 heures une petite quantité d'amidon au contact de la salive ; la granulose est transformée en glucose, dextrine et maltose ; l'amylose forme le résidu qui morphologiquement ne se distingue pas du grain inaltéré, ce qui démontre bien l'égale répartition de ce produit. L'amylose constituerait à elle seule les grains d'amidon des Floridées ; chez les *Bacillus amylobacter* (ferment butyrique), *Spirillum amyliferum*, la granulose serait isolée.

Portés à 60° au contact de l'eau, les grains d'amidon gonflent énormément, puis, si l'action continue, ils se brisent et se transforment en empois. L'hydrate de potasse produit le même effet à froid. Si l'on fait sécher de l'amidon frais sur une plaque métallique chaude, les granules gonflent encore énormément, le hile se déforme, et les stries deviennent épaisses ; nous rencontrons un certain nombre de ces amidons déformés parmi les produits du commerce (tapiocas).

L'acide sulfurique étendu saccharifie promptement à chaud l'amidon; on pourra mettre à profit cette propriété pour éliminer ce corps des coupes où il est gênant. Nous préférons cependant, à cause de l'action de l'acide sulfurique sur les tissus, porter la coupe montée dans la glycérine acétique à la température de l'ébullition : l'amidon est gonflé énormément et rendu tellement diaphane qu'on pourrait croire qu'il s'est totalement liquéfié ; il n'en est rien cependant, car l'alcool ajouté fait reparaître les granules, altérés dans leur forme, il est vrai.

A la lumière polarisée, les grains d'amidon biréfringents présentent une croix noire (fig. 16) qui a le hile pour centre. L'iode ne sera employé que pour la recherche de l'amidon, car il voile complètement, à moins que la solution ne soit considérablement étendue, tous les détails : hile, stries. Il est préférable, pour l'observation des granules, de s'adresser à l'eau. Si les tissus sont peu riches en granules, on pourra les étudier dans la cellule sur des coupes ; dans le cas contraire (pomme de terre, graines amylacées), on grattera le tissu avec l'aiguille à cataracte et l'on divisera la partie enlevée dans

une goutte d'eau. Si l'on se trouve en présence d'une fécule isolée, on se contentera de rouler l'aiguille droite, rendue humide par la pression des doigts, dans la poudre, puis on la débarrassera de la fécule qu'elle a emportée en l'agitant dans une goutte d'eau placée sur la lame. Les grains ainsi déposés en très petite quantité seront nettement isolés et séparés par un intervalle assez grand pour permettre distinctement l'analyse de leurs bords et la perception de tous leurs détails. Nous allons faire l'application de ces connaissances à la

Distinction des amidons commerciaux. — Les amidons ou fécules n'ayant pas tous la même valeur, il y a intérêt à apprendre à les distinguer afin de réprimer les fraudes, et la chose est d'autant plus nécessaire qu'en pareil cas le microscope peut seul conduire à un résultat.

On se fonde pour la distinction sur 1° la forme des grains, 2° leur volume, 3° leur état simple, agrégé ou demi-composé, 4° la visibilité ou la non-visibilité du hile, 5° la position du hile, 6° la forme du hile, 7° la présence ou l'absence des stries, 8° la disposition des stries, 9° l'altération ou la non-altération des grains par la chaleur.

S'il s'agit d'une poudre, on opérera comme nous l'avons dit plus haut. Si la fécule est agglomérée en forme de tapioca, on en pulvérisera quelques grains au mortier et l'on observera aussi la poussière qui prend toujours naissance par le frottement réciproque des grains.

Nous présentons les caractères distinctifs des fécules sous forme d'un tableau dont nous avons puisé le fond au cours de notre maître M. Planchon. Les figures correspondantes sont données dans la planche III. Nous réservons les farines pour une autre partie du livre.

							Fig.
STRIES	VISIBLES GRAINS	NON APLATIS — HILE	PETIT	ARRONDI, EXCENTRIQUE, RAPPROCHÉ	de l'extrémité mince ; grains piriformes, simples, composés et demi-composés	*Pomme de terre.*	9
					de l'extrémité large, grains en cloche allongée, normalement agrégés, mais isolés par la manipulation et montrant alors à la base des troncatures, points de jonction des grains jumeaux. Hile et stries tuméfiés le plus souvent par la chaleur	*Sagou-Tapioca.*	12
				LINÉAIRE OU CRUCIFORME, grains piriformes ; hile rapproché de l'extrémité large		*Maranta.* (*Arrow-root.*)	10
			TRÈS ALLONGÉ, parfois ramifié aux extrémités, grains ovales ou réniformes			*Légumineuses.*	13
		APLATIS, FORME	LENTICULAIRE ; grains très inégaux : les plus gros quatre à cinq fois plus volumineux que les petits. — Bords	circulaires. — Les grains écrasés se fendillent	à la périphérie.	*Blé.*	14
					au centre en forme d'étoile	*Seigle.*	15
				légèrement sinueux		*Orge.*	16
			LAMELLEUSE ; grains très diaphanes, parfois superposés comme des pièces de monnaie, elliptiques, portant le hile sur un rétrécissement terminal			*Curcuma.*	17
	NON VISIBLES — GRAINS EN FORME		DE CLOCHES COURTES, agrégés normalement, mais dissociés par la manipulation et présentant à la base des troncatures, points de jonction des grains jumeaux. Hile arrondi, très gros. Les grains vus de haut sont arrondis. *Manioc.* — Grains	normaux		*Moussache.*	11
				normaux mêlés de grains tuméfiés par la chaleur		*Tapioca.*	
		DE POLYÈDRES	TOUJOURS LIBRES	assez volumineux comparés aux suivants (20 à 30 μ), hile visible		*Maïs.*	18
				très petits (4 à 6 μ)		*Riz.*	19
			GRAINS LIBRES MÊLÉS	de grains agrégés en petites masses plus ou moins volumineuses sphériques ou ovoïdes. Les grains isolés présentent souvent une face arrondie, 8 à 16 μ.		*Avoine.*	21
				de cellules polyédriques entièrement bondées de petits granules de 6 à 8 μ.		*Sarrasin.*	20

Pigments solides ou chromoplastides. — Les pigments solides ne sont autre chose que des plastides imprégnés de matières colorantes. Chose remarquable, ne se présentent généralement dans cet état que les pigments compris dans la partie la moins réfrangible du spectre, c'est-à-dire les rouges, les orangés, les jaunes et les verts qui ont été réunis en un groupe, ayant le jaune pour type, appelé *Série Xanthique*. Il y a cependant quelques exceptions, car les pigments de la série cyanique affectent parfois la forme de granules ; c'est ainsi que l'épiderme des fruits mûrs de belladone doit en grande partie sa coloration noir bleuâtre à la présence d'un grand nombre de petits corps bleus fort altérables dans l'eau ; l'épiderme de l'*aubergine*, l'étendard de l'*Amorpha fruticosa* contiennent des pigments solides violets.

Les pigments solides sont le plus souvent localisés dans l'épiderme ; il suffira donc, pour les observer, d'enlever un lambeau de cette membrane (l'aiguille donne de bons résultats dans ce cas) et de le monter dans l'eau : ils ne sont pas altérables par ce liquide ; l'alcool, l'éther dissolvent facilement la matière colorante, laissant le plastide.

Les chromoplastides jaunes doivent leur coloration à la *xanthophylle* (jaune des feuilles) qui se rapproche beaucoup, si elle n'est identique, de l'*anthoxanthine* (jaune des fleurs) et de l'*étioline* des parties étiolées. On les recherchera dans les fleurs jaunes (*Helianthus annuus*, *Pyrethrum indicum*, *Chrysanthemum aureum*, etc., etc. Les chromoplastides sont jaune orangé dans la corolle ligulée du *Calendula officinarum* (fig. 24, pl. III), orangés dans la corolle du *Tropæolum majus*, rouges dans le sarcocarpe de la tomate (dans lequel on pratiquera des coupes épaisses).

Les *chromoplastides verts ou grains de chlorophylle* sont de beaucoup les plus intéressants non seulement en raison de leur fréquence dans le règne végétal, mais aussi de leur constitution plus complexe que celle des autres pigments de la série xanthique. En effet, un grain de chlorophylle comprend, outre le plastide, 1° deux matières colorantes : une jaune, la xanthophylle, une vert bleuâtre, la chlorophylle proprement dite ; 2° une matière grasse : lipochlore ; 3° une substance dissoute dans cette dernière : l'hypochlorine ; 4° enfin, dans des cas très fréquents, le chromoplastide, étant en même temps générateur d'amidon, renferme un ou plusieurs granules amylacés. Le microscope permet de vérifier ces faits par deux méthodes différentes : on peut, en suivant le développement du grain, assister à l'apparition des composants, ou bien les isoler du grain adulte par des dissolvants appropriés.

Pour s'assurer que les grains de chlorophylle tirent bien leur origine des plastides, on s'adressera à de jeunes feuilles d'iris que l'on détachera aussi près que possible de leur point d'insertion : blanches à la base, vertes au

sommet, elles présentent entre les points extrêmes toutes les teintes intermédiaires. Des sections dans la partie incolore, examinées dans le réactif hydroalcoolique iodé, apprendront d'abord à reconnaître les plastides arrondis logés dans la couche pariétale. Une deuxième préparation prise dans le même point et montée dans l'eau légèrement alcoolisée montrera que ces plastides sont parfaitement incolores. Attaquant ensuite la feuille de bas en haut en recueillant quelques coupes dans chaque région intermédiaire, on verra facilement, en employant le véhicule incolore, que la matière verte apparaît bien dans les plastides, qu'elle s'y localise et s'y trouve en quantité d'autant plus grande que la partie observée a été plus longtemps exposée à la lumière.

Si nous nous adressons maintenant à des végétaux partiellement étiolés par le manque de soleil, nous pourrons nous assurer de la présence des deux matières colorantes en mettant à profit ces faits connus : 1° que la chlorophylle ne prend naissance que sous l'action des rayons solaires; 2° que la formation de la xanthophylle (étioline) est indépendante de cette cause ; nous pourrons voir, en choisissant nos points, des granules identiques colorés en vert ou en jaune selon qu'ils auront subi ou non l'action de la lumière. Les échantillons les plus favorables seront fournis par les feuilles intermédiaires des salades cultivées (chicorées, fig. 27, 27′, pl. III) jaunes à la base, vertes supérieurement. Des coupes transversales du limbe pratiquées à la base, montées dans l'eau, montreront les plastides colorés en jaune, répandus çà et là dans le protoplasma pariétal. Des coupes pratiquées dans la région de transition montreront ces mêmes granules légèrement teintés de vert ; celles qui seront faites dans la partie supérieure ne présenteront plus que des corpuscules vert foncé.

Les dissolvants permettent non seulement de séparer les deux pigments, mais encore de les observer à l'état cristallisé. On suivra le procédé indiqué par Gauthier [1]. On pile des feuilles dont on neutralise le suc par une petite quantité de carbonate de soude et l'on exprime le magma sous une forte presse. La chlorophylle reste dans le marc ; celui-ci, délayé dans l'alcool à 55° et de nouveau exprimé, est mis à digérer dans l'alcool froid à 83° centésimaux. La solution qui renferme, outre les pigments, de la cire, de la graisse et de la résine, est traitée par le noir animal (15 gr. par litre) qui ne s'empare que des matières colorantes. Le charbon traité par l'alcool à 65° lui cède la xanthophylle qui cristallise par évaporation en aiguilles entrelacées, jaune d'or, insolubles dans l'eau ; le même charbon épuisé ensuite par l'éther ou le pétrole leur abandonne sa chlorophylle. La solution évaporée à l'abri de la lumière laisse la chlorophylle sous forme de cristaux

1. *Dict. de Chimie* de Wurtz : Supplément, art. CHLOROPHYLLE.

appartenant au prisme rhomboïdal oblique, un peu mous, dichroïques : vert foncé par transmission, rouges par réflexion.

L'*hypochlorine* sera précipitée de sa solution par l'immersion prolongée dans l'acide chlorhydrique étendu de quatre fois son poids d'eau. On fera l'opération sur des rameaux d'*Elodea canadensis;* après quelques jours, l'hypochlorine se présentera en gouttelettes pâteuses, brunâtres; après plusieurs semaines, elle sera solidifiée sous formes d'aiguilles, de bâtonnets ou de filaments sinueux d'un rouge brun. L'hypochlorine est insoluble dans

Fig. 17. — Hypochlorine prise dans une cellule d'Elodea qui a séjourné cinq mois dans l'acide chlorhydrique. En *a* elle est vue dans la cellule, en *b* et *c* retirée de la cellule et avec un grossissement considérable (d'après Pringsheim).

l'eau, soluble dans l'éther et la benzine. Il suffira, pour l'observer, de détacher une feuille du rameau d'Elodea et de la monter dans l'eau; un grossissement de 500 diamètres est indispensable (fig. 17).

Puisque la grande majorité des grains de chlorophylle renferme de l'amidon, les exemples ne manqueront point; cependant la constatation de ce corps est plus difficile qu'on pourrait le supposer au premier abord, car non seulement il est voilé par la matière verte, mais, si l'on vient à appliquer le réactif iodé, celui-ci, en se fixant d'abord sur le plastide, ne donne pas le résultat qu'on en attend. Pour supprimer ces deux causes d'échec, on traitera d'abord le tissu par l'alcool à 90° qui enlèvera les pigments; pour se débarrasser du corps des plastides, on immergera les coupes dans la potasse très étendue, puis, après lavage à l'eau, dans l'acide acétique. On fera agir l'iode après un second lavage (fig. 18).

D'après ce que nous savons sur l'origine des grains de chlorophylle, ceux-ci doivent être toujours assez petits, puisque les plastides d'un certain volume ont la propriété de se diviser. Leurs dimensions sont cependant

variables dans des limites assez larges ; ces grains peuvent même se présenter dans la même plante et dans des cellules voisines avec des diamètres très différents, témoin les feuilles des sélaginelles dont les cellules épidermiques inférieures (fig. 26, pl. III, *Selaginella denticulata*), contiennent 6-10 petits granules arrondis tandis que toutes les autres cellules ne renferment qu'un ou deux grains sept à huit fois plus volumineux que les précédents. L'examen successif des deux faces de la feuille montée entière dans l'eau permet de vérifier le fait en peu d'instants ; la coupe transversale est encore plus probante en permettant la comparaison sur la même préparation. Le

Fig. 18. — Grains de chlorophylle de la feuille du *Funaria hygrometrica*, contenant des granules d'amidon (d'après Sachs).

Fig. 19. — Corps chlorophylliens du *Zygnema cruciatum*.

volume est lié le plus souvent à l'inclusion d'amidon, les gros grains des sélaginelles pourront servir à la recherche de ce corps par les procédés que nous venons d'indiquer. Les feuilles du *Funaria hygrometrica* fournissent également un bon sujet d'étude (fig. 18) ainsi que le sarcocarpe des fruits du *Solanum nigrun*. Chez certaines algues, les cellules ne contiennent qu'un seul grain de chlorophylle énorme, de la même taille, ou peu s'en faut, que la cellule; on le distingue par le nom de *corps chlorophyllien ;* la forme de ces corps est constante et devient caractéristique de quelques espèces ou même de genres : ainsi, ils affectent la forme de spire chez les Spirogyra (fig. 13, *sp*, pl. XL), d'une double étoile chez les *Zygnema cruciatum* (fig. 19), d'une plaque axile chez les Mesocarpus, etc. Ils s'observent facilement en montant des filaments de ces plantes dans l'eau.

Le nombre des grains par cellule est encore plus variable ; il dépend du volume des grains et de l'ampleur de la cellule; qu'il nous suffise de signaler les cas extrêmes, très rares, exceptionnels même : l'unité d'un côté, plus de 150,000 chez le *Nitella syncarpa*.

La chlorophylle se rencontre chez tous les végétaux, sauf les champignons et quelques parasites; on peut l'observer dans toutes les parties éclairées rapprochées de la surface ; l'on s'en assurera en pratiquant des coupes transversales de feuilles et de jeunes tiges quelconques. On a voulu poser comme règle le manque des chloroplastides dans l'épiderme, à l'inverse de ce que l'on constate pour la localisation des autres pigments; le fait n'est à peu près général que pour les monocotylédones; un cinquième des Dicotylédones, la plupart des Cryptogames, les plantes aquatiques en présentent dans leur tégument. Toutes les parties souterraines en sont dépourvues.

Les chloroplastides sont décolorés par l'alcool, l'éther. Les acides étendus organiques ou inorganiques les jaunissent; la glycérine acétique en agissant de même à chaud devient, à cause de cela, un bon éclaircissant des tissus chlorophylliens. Les acides chlorhydrique et sulfurique concentrés les font passer au vert bleuâtre ou au bleu en formant de l'acide phyllocyanique. Le vert de méthyle renforce leur teinte. La chlorophylle perd rapidement sa coloration dans les préparations et devient brune.

Dissimulation et altération des chloroplastides. — Chez certains végétaux les feuilles normalement vertes prennent à des époques déterminées, au printemps chez les chênes (coloration vernale), à l'automne chez le mahonia, des colorations différentes qui peuvent faire croire à l'absence de chlorophylle dans ces organes; il n'en est rien cependant, car cette apparence est simplement due à la production de sucs colorés assez abondants pour voiler la teinte verte, comme on peut s'en assurer en traitant les coupes par l'eau et la chaleur qui amènent la dissolution du pigment et, à la suite, la réapparition des grains de chlorophylle (Mahonia, fig. 28 et 28′, pl. III).

Certains organes, (les fruits particulièrement à l'époque de la maturation) primitivement verts, changent totalement de couleur et deviennent bleus, roses, jaunes ou rouges par l'altération de la chlorophylle. Les pigments qui se développent sont tantôt liquides, tantôt solides; les premiers se fixent parfois sur les plastides : nous en avons déjà observé un exemple dans l'épiderme de la baie de belladone. Les épidermes des fruits colorés des Solanées enlevés à l'aiguille et montés dans l'eau fournissent de nombreux exemples de ces faits. Les granules rouges de l'anthéridie des Chara n'ont pas d'autre origine. Dans les feuilles qui ont pris la coloration jaune dite *automnale*, bien connue, la matière verte a disparu; on ne rencontre dans les cellules montées dans l'eau ou la glycérine que de nombreux granules jaunes. Les uns, souvent beaucoup plus volumineux et aussi plus réfringents, sont constitués par de l'huile; les autres, plus nombreux, sont vraisemblablement formés par les plastides teintés de jaune : ils se colorent en brun par l'iode, ce qui révèle, en tous cas, leur nature protéique. Toutes

les feuilles jaunes sont également bonnes pour constater ces faits ; on en fera des coupes transversales dans la moelle de sureau.

Lorsque la feuille prend des couleurs vives avant de tomber (vigne-vierge), le fait est dû à l'addition de suc rose aux substances précédentes.

Matières protéiques concrètes. — Certaines matières protéiques placées dans des conditions spéciales quittent l'état gélatineux et se concrètent tantôt en solides géométriques (*les cristalloïdes*), tantôt en masses amorphes (*grains d'aleurone*).

Les *cristalloïdes*, comme leur nom l'indique, affectent la forme de cristaux. On en connaît une très grande variété de formes qui semblent se rattacher aux quatre systèmes cristallins cubique, rhombique, klinoédrique et rhomboédrique. Les formes types s'observent parfois (cube : pomme de terre), mais les dérivés sont beaucoup plus communs, ce qui rend la déter-

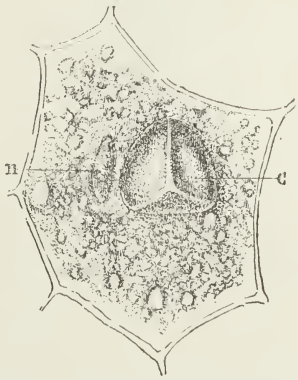


Fig. 20. — Cristalloïde tétraédrique, *c*, pris sur une coupe transversale de l'embryon charnu de *Bertholletia excelsa ; n*, noyau (d'après Dippel).

mination parfois difficile ; les lames sont fréquentes ; les tétraèdres (noix de Para, fig. 20), les octaèdres (Flordiées), les prismes (épiderme de la fronde du *Polypodium ireoïdes*) sont plus rares. Tous les cristalloïdes d'une même espèce végétale appartiennent au même système cristallin, fait important qui met hors de doute la constitution chimique différente des divers cristalloïdes, et d'un autre côté la constance dans la composition pour une espèce prise en particulier.

Les cristalloïdes se comportent exactement avec les réactifs et les colorants comme le protoplasma, ce qui permettra de les distinguer des cristaux. De plus, leurs angles sont inconstants ; soumis à l'action de l'eau, ils l'absorbent, se gonflent en modifiant leurs angles et parfois se déforment. Cette conduite vis-à-vis de l'eau, bien distincte de la solution, est aussi caractéristique que celle des colorants.

Les cristalloïdes sont insolubles dans l'alcool, l'éther, l'huile ; certains

sont solubles dans l'ammoniaque, l'acide acétique, la potasse étendue et l'eau salée ; d'autres résistent à ces réactifs.

Les cristalloïdes sont toujours logés dans le protoplasma; les noyaux des Utricularia et Pinguicula en renferment quelques-uns. Incolores le plus souvent, ils fixent parfois les pigments de la cellule : on rencontre des cristalloïdes violets dans l'épiderme des fruits mûrs desséchés de la morelle noire, rouges dans certaines algues floridées desséchées, bleus dans les pétales de la pensée sauvage. Nous n'engageons pas les débutants à s'adresser à ces exemples; ils rechercheront préférablement les cristalloïdes dans les tubercules de pomme de terre, où ils sont localisés dans le tissu pauvre en amidon sous-jacent au liège. D'un premier coup de rasoir on

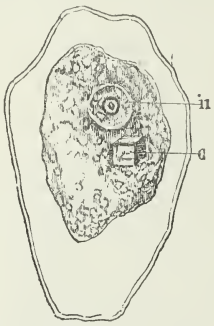


Fig. 21. — Cellule de la pomme de terre montrant un cristalloïde *c*, et un noyau *n* (d'après Dippel).

enlèvera le suber que l'on rejettera ; on recueillera au contraire les deux coupes suivantes que l'on plongera immédiatement dans le réactif iodé-ioduré. Si ces préparations n'étaient pas satisfaisantes, on renouvellerait l'opération, mais dans un point différent. Les cristalloïdes, bien que nettement cubiques, sont très petits : la figure 21 les montre avec un grossissement de plus de 1000 diamètres.

Pour vérifier la nature albuminoïde des cristalloïdes colorés, on enlèvera le pigment par immersion dans l'alcool à 90° et l'on appliquera ensuite le réactif iodé.

Les *grains d'aleurone* existent dans toutes les graines, mais n'apparaissent qu'après la maturité et lors de la dessiccation ; ils forment la réserve azotée qui constituera l'alimentation plastique de l'embryon en voie de développement. Ils sont le plus souvent arrondis ou elliptiques, parfois, mais rarement, polygonaux. Leur grosseur habituelle est 12 μ ; les plus petits ont 1 μ, les plus gros atteignent 55 μ. Ils sont nombreux dans la même cellule et de diamètre inégal; un d'entre eux, qui surpasse considérablement les autres en volume, a reçu d'Hartig le nom de *solitaire*.

Les grains d'aleurone présentent toutes les réactions du protoplasma et

se comportent comme lui vis-à-vis des colorants. L'eau les gonfle et les rend diffluents; il n'y a d'exception que pour les grains du *Cynoglossum officinale* et de l'*Empetrum nigrum;* tous sont solubles dans des solutions étendues de potasse ou de phosphate de potasse. Mis au contact, pendant quelques heures, d'une solution alcoolique à 5 0/0 de sublimé corrosif, ils forment avec celui-ci un composé insoluble dans l'eau froide, destructible par l'eau bouillante. L'acide sulfurique les détruit complètement. Ils sont insolubles dans l'alcool, l'éther, l'huile.

Les cotylédons du pois et du haricot, l'albumen du fenouil fournissent de bons exemples de grains d'aleurone. Les coupes minces pratiquées dans un sens quelconque à travers la graine seront plongées immédiatement dans le réactif iodé. Si l'on opère sur des Légumineuses, l'amidon, en se teignant en bleu, se distinguera nettement de l'aleurone qui aura pris la coloration jaune. Les cellules du fenouil sont dépourvues d'amidon.

Grains d'aleurone avec inclusions. — Lorsque la cellule renferme, au moment de la maturité de la graine, des substances solides, le dépôt d'aleurone se fait le plus souvent autour de celles-ci : les matières que l'on trouve ainsi englobées sont des cristaux d'oxalate de chaux, des cristalloïdes et des granules de nature complexe (glycéro ou saccharo-phosphate de chaux et de magnésie) appelés *globoïdes.* L'inclusion ne porte parfois que sur une seule de ces substances, souvent sur deux, plus rarement sur trois. Les combinaisons sont très variées; on pourra en juger par les quelques exemples qui suivent :

La matière amorphe englobe	un cristalloïde	dans la	noix de Para.
	un globoïde	—	Lupin, Tragopogon majus, coriandre.
	un cristal	—	Scorzonera hispanica, coriandre.
	un cristalloïde et un globoïde	—	Ricin, noix de Para, Œthusa cynapium.
	un cristalloïde et un cristal	—	Œthusa cynapium.
	un globoïde et un cristal	—	Vitis vinifera, Corylus.
	un cristalloïde, un cristal, un globoïde	—	Vitis vinifera.

Comme le montre ce tableau, on peut rencontrer dans le même végétal et parfois dans la même cellule des grains à inclusions différentes. Il faut même ajouter, pour être complet, que l'on trouve souvent des grains simples à côté de grains à inclusions (lupin, *Silybum marianum*).

L'aleurone est ici presque toujours soluble dans l'eau. Sous l'action de ce liquide elle abandonne ses enclaves peu ou pas altérables qui peuvent être isolés par ce moyen. Les cristalloïdes appartiennent soit au système cubique, soit au système hexagonal ; ils affectent souvent la forme de tables à 6 ou 8 côtés. Les cristaux d'oxalate de chaux se présentent en tables

(lupin), en octaèdres, en aiguilles (*Scorzonera hispanica*), en mâcles (vigne, coriandre, Œthusa); on les reconnaîtra à leur insolubilité dans l'acide acétique et à leur solubilité dans les acides minéraux. Les *globoïdes* arrondis ou mamelonnés sont très répandus dans les grains d'aleurone où ils sont isolés le plus souvent, cependant ils sont très nombreux dans les graines des Delphinium et lupin. Ils se distinguent des cristaux par leur solubilité dans les acides organiques. Si on les traite par une solution ammoniacale de phosphate d'ammoniaque, ils disparaissent et à leur place se forment les cristaux caractéristiques de phosphate ammoniaco-magnésien. On les étudiera dans la vigne, où ils sont très volumineux et mamelonnés.

L'étude des grains d'aleurone avec enclaves est difficile non seulement en raison de la petitesse des grains, mais aussi de la présence de matières étrangères dans la cellule. L'huile est surtout fâcheuse; on pourra l'enlever en lavant les coupes à l'éther. Si l'on veut étudier les grains entiers, on fera bien de traiter les coupes par le sublimé, puis de les colorer : l'iode et la solution alcoolique de fuchsine ont été recommandés. Poulsen dit avoir obtenu un résultat satisfaisant avec la solution aqueuse d'éosine appliquée sur des grains fixés par une immersion de plusieurs jours dans la solution de sublimé ; la préparation est montée dans une solution aqueuse à 50 0/0 d'acétate de potasse. Dans ces conditions, les cristalloïdes prennent une nuance rouge différente de celle de la masse fondamentale.

Des coupes fines prises dans la graine du *Bertholletia excelsa*, traitées par l'éther, puis par l'iode, montreront d'immenses grains d'aleurone renfermant des cristalloïdes tétraédriques ou octaédriques énormes.

Les grains d'aleurone de l'albumen du ricin, contenant un cristalloïde et un globoïde, sont classiques; cependant, leur observation n'est pas toujours facile; elle ne peut se faire que sur des coupes très minces. Les grains nombreux et très petits sont maintenus dans un réseau de protoplasma tenant en émulsion une grande quantité d'huile qui peut être mise en évidence par l'acide osmique, mais dont on fera bien de se débarrasser par l'éther. Une coupe sera traitée par le réactif iodé qui mettra à la fois en évidence l'aleurone et le cristalloïde; une seconde montée dans la glycérine épaisse laissera voir le corps du granule et le globoïde (fig. 22 *a*); les grains placés dans le même véhicule, mais traités par la chaleur, s'éclairciront et montreront leurs trois composants (fig. 22 *b*) ; emploie-t-on la glycérine étendue, l'aleurone se dissout et les inclusions dégagées deviennent très nettes (fig. 22 *c*); enfin, si l'on traite la coupe successivement par l'iode et l'acide sulfurique, ce dernier, en détruisant totalement les grains d'aleurone, laisse le protoplasma sous forme de réseau jaune (fig. 22 *d*). Les bois classiques que nous avons empruntés donnant aux cellules du ricin des dimensions exagérées, nous avons cru nécessaire, pour guider sûrement l'élève, de repro-

duire quelques-uns de ces éléments avec la grandeur qu'ils possèdent véritablement, vus avec un grossissement de 500 diamètres (fig. 23, pl. III).

Les MATIÈRES MINÉRALES CONCRÈTES que l'on rencontre dans les cellules y sont presque toujours cristallisées. La *silice* fait exception et encore ne se trouve-t-elle que dans quelques végétaux; on pourra l'observer sur des coupes transversales de feuilles de bambous où elle occupe, en masses

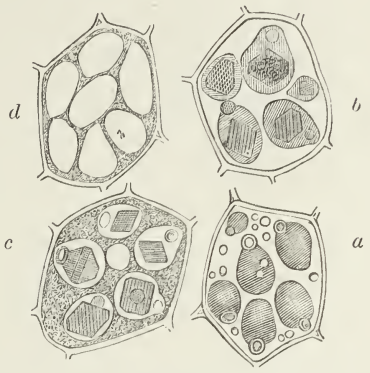


FIG. 22. — Cellules de l'albumen du Ricin après l'action de réactifs divers.

mamelonnées, la presque totalité de la cavité des cellules qui avoisinent les faisceaux libéro-ligneux.

On a signalé dans quelques plantes le carbonate de chaux cristallisé (Cactées) et le phosphate de chaux amorphe; nous passerons outre en raison du peu d'importance et de fréquence de ces corps.

Le *soufre* se rencontre cristallisé en octaèdres minuscules, solubles dans le sulfure de carbone, dans les sulfuraires (Beggiatoa, Ulothrix, Oscillaires, Bacilli), plantes qui vivent dans les eaux séléniteuses dont ils transforment le sulfate de chaux en sulfure avec dégagement d'hydrogène sulfuré et fixation de soufre. Les échantillons d'étude seront fournis par la *glairine ou barégine*, masse visqueuse, constituée par un enchevêtrement de Beggiatoa, qui se produit parfois en quantité si considérable dans les réservoirs d'eaux sulfureuses qu'il faut les vider complètement de temps en temps pour s'en débarrasser; ils seront montés dans l'eau et observés avec une amplification de 500 diamètres au moins. On caractérisera le soufre par les dissolvants de ce corps : le sulfure de carbone, la benzine, etc.

Les Scitaminées et Musacées renferment du *sulfate de chaux cristallisé*. Les coupes transversales du pétiole du *Canna indica* montrent de nombreuses cellules gorgées de petits prismes triclinoédriques tabulaires de sulfate de chaux; à côté de la forme type, on trouvera des dérivés par troncatures. Le sulfate de chaux apparaît aussi dans les préparations à la suite de l'action de l'acide sulfurique sur le carbonate et l'oxalate de chaux;

il cristallise alors en aiguilles, disposées en étoiles, dont la longueur dépasse souvent de beaucoup celle des cellules voisines.

L'*oxalate de chaux*, produit normal de la végétation, est beaucoup plus important à considérer puisqu'on le trouvera dans toutes les plantes. Rarement amorphe, il cristallise soit dans le système du prisme droit à base carrée en fixant 6 équivalents d'eau, soit dans le système du prisme oblique à base rhombe en retenant 2 équivalents seulement de liquide. Les formes types sont rares, les dérivés isolés sont plus fréquents, mais les cristaux maclés s'observent le plus communément.

Des lambeaux des squames externes papyracées des bulbes d'oignon et d'ail, montés dans la glycérine acétique, présenteront, après élimination de l'air par la chaleur, de très nombreux et beaux exemples du prisme droit à base carrée et de quelques-uns de ses dérivés : prismes pyramidés isolés et maclés (fig. 6, pl. IV). Des coupes transversales dans la tige charnue des *Epiphyllum truncatum*, *Mamillaria simplex* (fig. 2, pl. IV), des coupes longitudinales dans le pétiole du *Begonia ulmifolia* fourniront aussi de beaux échantillons de ces prismes.

Le dérivé le plus important du prisme droit est l'octaèdre, car c'est sous cette forme et à l'état maclé que l'on rencontre le plus souvent l'oxalate. On ne peut suivre la formation des macles que sur certains végétaux seulement qui possèdent à la fois des octaèdres isolés et d'autres réunis en nombre variable. Seront particulièrement favorables les coupes longitudinales pratiquées dans la moelle de jeunes tiges ou le pétiole des *Begonia laura*, *semperflorens* (fig. 1, pl. IV) où les cellules cristalligènes sont disposées en files, dans la moelle de jeunes tiges de lilas, enfin dans le pétiole du *Smilax Salsaparilla*. Lorsque les octaèdres s'assemblent en grand nombre, les macles prennent l'aspect de petites sphères hérissées de pointements en tous sens (fig. 2, pl. XXV).

Les cristaux octaédriques simples ou maclés sont généralement volumineux et isolés dans la cellule ; le sureau (*ox*, 1′ et 1″, XII), les Solanées (*ox*, 2, XI) font exception en développant dans certains éléments des octaèdres si nombreux et si petits que l'oxalate affectant cette forme a reçu l'appellation de *pulvérulent*.

Les prismes obliques à base rhombe pourront s'observer sur des coupes longitudinales d'écorce de cognassier où on les rencontre dans les parenchymes corticaux et libériens, d'écorce de marronnier d'Inde où on les trouve dans le parenchyme libérien, de jeunes tiges des *Periploca dioïca* et *græca* qui montrent dans leur parenchyme cortical et leur moelle (3, IV) des cristaux types, les uns allongés, libres ou opposés par la base, entiers ou excavés en sabliers, les autres tabulaires.

Toutes les cellules de la deuxième assise (*ox*, 12ᵛ, XXIX) des téguments

du haricot contiennent 1 ou 2 petits cristaux très nets appartenant à ce groupe ; pour les préparer, on fera ramollir la graine dans l'eau, puis, enlevant un lambeau des téguments, on en fera une coupe transversale dans la pince de sureau en entamant le testa en premier lieu ; on montera les préparations dans la glycérine acétique.

Le liber des feuilles de Pittosporum (coupe longitudinale du pétiole et de la nervure médiane), le liber interne et externe, le parenchyme cortical de la tige d'*Eucalyptus globulus* présentent à côté du type de nombreux dérivés. Ces derniers sont surtout nombreux et variés dans l'assise sous-jacente à l'épiderme supérieur de la feuille d'oranger dont on préparera des coupes transversales minces dans la moelle de sureau en ayant soin d'entamer en premier lieu cette face supérieure. L'écorce d'érable sycomore pourra remplacer l'exemple précédent : les tables y sont communes.

Les cristaux du système triclinoédrique s'allongent souvent démesurément et prennent la configuration d'aiguilles ; celles-ci, rarement solitaires (feuilles de Pontederia), se disposent de coutume parallèlement et en grand nombre dans la même cellule formant un faisceau de *raphides*. Cette variété est plus fréquente chez les monocotylédones que chez les dicotylédones. Nous conseillons de les étudier sur des coupes longitudinales de squames de scille (pl. IV, fig. 5) que l'on aura fait ramollir au besoin dans l'eau, de pétiole de Caladium, de tiges de *Calla palustris*, d'*Ampelopsis hederacea*, de *Vitis vinifera* (1′. 3′, XIII). Les raphides occupent souvent des cellules spéciales, plus vastes, plus allongées ; ils sont souvent associés dans la même plante aux autres formes cristallines : les macles d'octaèdres surtout. Le thalle du *Phallus caninus* présente de l'oxalate en sphérocristaux.

J'ai fait connaître l'oxalate concrétionné chez le gui du pommier, où il existe en grande quantité dans les feuilles bien développées et aussi, mais en moindre proportion, dans le parenchyme cortical de la tige. La coupe transversale de la feuille (fig. 4, pl. IV), décolorée par l'alcool, montée dans la glycérine acétique, montre l'oxalate sous trois formes distinctes qui apparaissent successivement dans la plante et dans l'ordre suivant : 1° des macles d'octaèdres, 2° des prismes droits terminés quelquefois par des pyramides, mais plus souvent en dômes, 3° des masses sphériques ou en choux-fleurs qui semblent dues à l'accolement de plusieurs sphères ou fragments de sphère, mais qui ont véritablement pour origine le dépôt de matière minérale par couches superposées autour d'un noyau primitif régulier dans le premier cas, mamelonné dans le second. J'ai cru pouvoir attribuer ces transformations à l'accumulation de la substance visqueuse dans ces cellules.

Nous avons donné (page 74) les caractères chimiques des cristaux

d'oxalate de chaux, ajoutons seulement que, si l'on effectue la solution dans l'acide chlorhydrique étendu, il demeure très manifestement à leur place un résidu diaphane, une pellicule, dit Sachs, qui en conserve exactement la forme. L'opération pourra être tentée avec succès sur les prismes des bulbes d'oignon.

Corps gras solides. — Je n'ai pu observer, bien qu'on les ait signalés dans plusieurs végétaux, de corps gras cristallisés dans les cellules. Je suis porté à croire que ces observations ont été faites sur des échantillons ayant subi préalablement l'action accidentelle d'une chaleur assez forte pour amener la fusion de globules dont la matière a pris par le refroidissement l'état cristallin.

On pourra observer des granules graisseux amorphes dans les graines des *Stillingia sebifera* et *Rhus succedaneum.*

CHAPITRE II

DES TISSUS ET DES APPAREILS

LES TISSUS.

Nous avons raisonné dans le chapitre précédent comme si la cellule se trouvait toujours isolée, fait qui ne s'observe, est-il besoin de le dire, que chez ces végétaux inférieurs appelés, pour cette raison, monocellulaires ; la plante est véritablement constituée le plus souvent par une association d'éléments en nombre variable. Les végétaux polycellulaires peuvent être rangés en deux groupes distincts. Dans le premier, le nombre des composants est relativement très petit (2 à 128), mais il est défini et constant dans l'espèce ; le fait est encore propre à des végétaux inférieurs, algues ou champignons ; dans le second, le nombre des éléments est indéfini, presque toujours assez élevé, il devient souvent considérable, presque incalculable dans les végétaux ligneux.

Les cellules s'unissent entre elles d'une façon si intime qu'on a comparé leur assemblage, tout en restant bien au-dessous de la vérité, à celui des filaments d'une étoffe et on l'a appelé du même nom : *tissu*. Lorsque le nombre des éléments qui constituent le végétal est défini ou peu nombreux, ceux-ci se ressemblent tous et forment par leur union une masse homogène constituée par un tissu unique dont tous les membres jouissent de propriétés identiques ; lorsque le nombre des associés est considérable, le végétal, plus élevé en organisation, en fait preuve par la division du travail entre ses éléments qui, en se spécialisant, modifient leur forme, l'adaptent au rôle déterminé qu'ils doivent jouer afin d'obtenir le plus grand effet avec la moindre dépense : le criterium de la perfection. Les

cellules qui concourent à la même œuvre restent rarement isolées ; elles s'unissent en tissus et, en même temps que la structure du végétal devient hétérogène, les fonctions se localisent.

On peut envisager les tissus aux trois points de vue différents 1° de leur génèse, 2° de leur morphologie, 3° de leur rôle physiologique.

On décrit trois genèses des tissus, il n'en existe véritablement que deux, le troisième mode n'étant qu'un composite des deux autres.

Le premier processus, appelé *association*, est peu commun et ne s'observe que chez les algues-hydrodictyées et les myxomycètes où des cellules nues, nettement séparées, se rapprochent, se mettent au contact, enfin se soudent. L'union est médiate chez les Hydrodictyées où elle se produit par la fusion de membranes de cellulose qui viennent abriter des corps protoplasmiques primitivement nus ; elle est immédiate chez les myxomycètes où les corps protoplasmiques entrent directement en relation, donnant naissance à un tissu spécial, un *symplaste*, caractérisé par la multiplicité des noyaux dans une masse continue de protoplasma.

Il est difficile d'assister à l'*association* et nous engageons les débutants à en laisser de côté la constatation ; celle-ci demande souvent plusieurs journées d'observations continues et exige aussi des échantillons dans un état particulier. Il faut compter autant sur le hasard que sur son habileté pour réussir dans ces recherches.

En tous cas, on aura recours à une *lame à culture*, petit appareil composé d'un slide supportant en son milieu une petite chambre à air, cylindrique, de 1 centimètre de diamètre et de 5 à 10 mm. de hauteur. Cette chambre est obtenue par la fixation sur la lame, au moyen d'un peu de baume du Canada, soit d'un fragment de tube (pl. I, fig. 20) soit, ce qui fournit un instrument plus résistant et plus commode, d'une plaque de cristal perforée au centre, dont la partie supérieure libre est parallèle à la surface du slide et rodée. Pour faire usage de l'instrument : 1° on le lave parfaitement et à plusieurs reprises dans l'eau distillée et on le sèche complètement ; 2° on dépose avec une pipette au fond de la chambre, sur la lame, une forte goutte d'eau distillée ; 3° on revêt, avec un pinceau, d'une mince couche d'huile la partie rodée ; 4° on dépose au centre d'une lamelle bien propre et sèche, un peu plus large que l'ouverture, une goutte du liquide dans lequel on doit faire l'observation (suivant les cas : eau distillée, eau ordinaire ou chargée de matières nutritives) et on y immerge le corps ; 5° on retourne la lamelle sur la chambre de façon à ce que la goutte qu'elle supporte soit prise à l'intérieur, que son centre coïncide avec l'axe de la cavité, enfin qu'elle soit bien isolée de la paroi. L'huile fixera la lamelle et formera fermeture ; la goutte d'eau placée sur la lame saturera la chambre d'humidité et s'opposera à l'évaporation du liquide indispensable à l'expérimentation. L'appa-

reil ainsi monté sera porté sur la platine du microscope et l'observation se fera à travers la lamelle.

On pourra monter dans l'eau quelques Pediastrum, végétaux lamelleux communs dans nos eaux douces (fig. 23, C). On rencontrera certaines cellules du thalle en voie de division et donnant naissance à un nombre déterminé, mais variable avec l'espèce, de zoospores qui s'échapperont

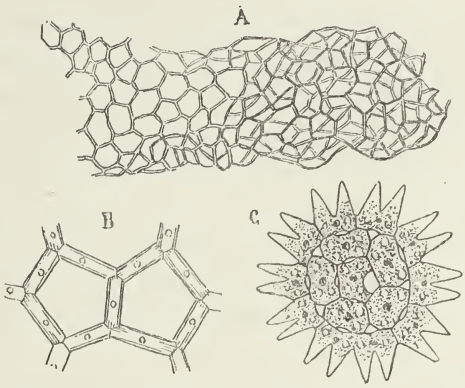


Fig. 23. — *Hydrodictyon utriculatum.* A, une moitié d'un réseau ; B, un fragment du même très grossi ; C, *Pediastrum selenæa* entier.

de la cellule mère par rupture de la paroi. Ces zoospores, jamais complètement libres, restent confinées dans une ampoule diaphane où elles s'agitent quelque temps, puis se rapprochent, et s'immobilisent en se disposant dans un même plan et toujours de façon à reproduire la configuration de la plante mère.

Pour les myxomycètes on fera une véritable culture de spores dans une infusion végétale concentrée. Après très peu de temps, on verra sortir de chacune d'elles un amibe qui se transformera bientôt en une zoospore munie d'un cil vibratil, laquelle, après quelque temps, retournera, en perdant ce cil, à l'état d'amibe. Le petit végétal s'accroît et divise sa masse pour donner naissance à des êtres libres semblables à lui qui s'accroîtront et se diviseront plus tard. Ces phénomènes se continueront tant que le milieu n'aura pas été épuisé ; alors seulement, les myxamibes se rapprocheront et se fusionneront en un symplaste qui, dans ce cas particulier, porte le nom de *plasmode*.

Dans le second processus, certaines cellules, en produisant par leur *bipartition* des éléments nouveaux qui restent en connexion intime avec elles, engendrent, du même coup, des tissus ; mais il y a encore ici deux cas à distinguer selon que les corps protoplasmiques s'isolent par des lames de cellulose (l'on réservera à ce mode de formation le nom de *cloisonnement*) ou bien demeurent unis en symplastes.

La grande majorité des tissus prenant naissance par cloisonnement, les exemples seront nombreux, mais nous nous adresserons de préférence à ces tissus générateurs communs surtout chez les dicotylédones et réunis sous la dénomination générale de *cambiums :* le cambium producteur du bois et du liber situé à la limite interne de l'écorce (*c*, *Calendula officinalis*, XI, 4′ 4″; *c*, sureau, XII, 1′ et 1″), le cambium subéreux ou assise phellogène (*ph*, sureau, XII, 4′ 4″), placé à la limite interne du liège, car l'observation y est facilitée par ce fait que, le cloisonnement se produisant toujours dans le même sens, les éléments du tissu se disposent en files ayant les cellules génératrices pour tête ; il suffit, en outre, de pratiquer des coupes transversales ou longitudinales dans la tige et de les monter dans la glycérine acétique pour obtenir des préparations convenables ; les deux végétaux que nous venons de citer pourront, du reste, être remplacés par la plupart des dicotylédones. Les points végétatifs de la tige et de la racine (I, XXI, 1′, haricot) fournissent aussi de bons exemples, mais les coupes doivent subir les manipulations assez longues du traitement par le chlorure de calcium pour devenir convenables (pg. 43).

La lame de cellulose qui sépare les masses protoplasmiques est très mince à l'origine, indivisible et est véritablement commune aux cellules qu'elle sépare, d'où le nom de *lamelle mitoyenne* par laquelle on la désigne. Plus tard, après l'accroissement en épaisseur, la paroi se trouve divisée en plusieurs enveloppes parce que les dépôts nouveaux, tout en s'appuyant sur la lamelle mitoyenne, en sont, optiquement, nettement distincts ; de plus, tandis que la lamelle primitive conserve son caractère de communauté, les dépôts suivants s'appliquent uniquement à la protection d'un élément, aussi la lamelle mitoyenne très réfringente a-t-elle été prise anciennement pour un ciment (*la matière intercellulaire*) destiné à joindre les cellules (*lm*, IV, 8, bois du quassia de Surinam). On pourra observer la lamelle mitoyenne dans tous les tissus dont les cellules ont des parois épaisses (sclérenchyme, prosenchyme ligneux et libérien) : presque tous les bois âgés de dicotylédones fourniront de bons exemples ; on en préparera des coupes transversales et nous recommandons le sureau, le pin sylvestre, le Quassia amara. Les poils écailleux de la face inférieure de la fronde du cétérach des officines enlevés en raclant l'épiderme avec le scalpel et déposés dans l'eau ou la glycérine (pl. VIII, 14) fournissent le moyen de faire sans peine la connaissance de cette lamelle.

La lamelle mitoyenne possède une composition chimique différente de celle du reste de la paroi : elle résiste à l'action de l'acide sulfurique concentré, elle est au contraire détruite par la potasse ou l'acide nitrique bouillant. C'est sur la connaissance de cette composition spéciale qu'est fondé l'isolement des cellules par la macération de Schultze (p. 37). Elle absorbe

fortement les couleurs d'aniline et se teint en jaune par le chlorure de zinc iodé.

Chez les Fucacées (fig. 8, pg. 76) et dans l'albumen du caroubier (fig. 9) la lamelle mitoyenne devient énorme en subissant la gélification; elle reste cependant bien distincte de la partie individuelle de la paroi qui ne se modifie point.

Les exemples de symplastes par bipartition ne sont pas rares : le sac embryonnaire en présente successivement deux cas : l'un au moment de la fécondation (XXVII, 24), l'autre, dans les premières phases de la formation de l'albumen (*en*, XXVII, 30); nous renvoyons au chapitre de la Fleur la description du mode opératoire pour obtenir ces symplastes. Nous chercherons nos exemples chez les Siphonées, Saprolégniées, etc., qui ont été regardées jusqu'ici comme monocellulaires, mais qui sont véritablement constituées par une colonie ayant un organe protecteur commun et dont les différents membres sont nettement accusés par leur noyau. On choisira un Vaucheria dont on enlèvera la chlorophylle par l'alcool et qu'on traitera ensuite par les réactifs spéciaux du noyau.

Les Cladophora présentent un cas mixte : des colonies de symplastes séparées par des cloisons de cellulose.

Aux deux catégories de symplastes par association et par bipartition que nous avons décrites il nous faut en ajouter une troisième dont la formation s'opère en deux temps : certains corps protoplasmiques, appartenant à des cellules voisines unies en tissu, et à l'origine séparés par des cloisons,

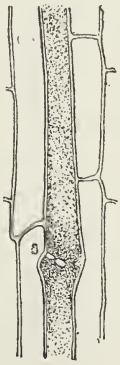


Fig. 24. — Laticifère du *Chelidonium majus* à contenu rougeâtre. Symplaste tardif formé par la perforation des parois communes.

transpercent celles-ci (laticifères de la racine de la chélidoine, fig. 24, vaisseaux cribreux de la racine de bryone, fig. 9', pl. V) ou même les font disparaître totalement (laticifères de *Lactuca virosa*, 2', pl. VI) et entrent ainsi en relation directe. C'est de cette façon que se forment tous les vaisseaux

cribreux et beaucoup de laticifères ; nous ne pouvions donc passer outre. A défaut des exemples cités on pourra prendre pour sujets d'observation toutes les racines de Chicoracées et particulièrement celles des salsifis et du *Sonchus palustris* où l'on recherchera les laticifères, les tiges des végétaux grimpants (Cucurbitacées, Ampélidées), où les vaisseaux cribreux ont un diamètre relativement considérable. Les végétaux auront macéré plusieurs jours dans l'alcool à 90° ; on pratiquera des coupes longitudinales tangentielles passant par le liber, et les préparations seront traitées par les colorants du protoplasma.

Des tissus nés par cloisonnement peuvent, en se trouvant au contact, former une association : c'est là le troisième mode de *genèse* des tissus, qui est appelé *mixte*. Il s'observe chez tous les champignons non filamenteux et particulièrement chez les ascomycètes et basidiomycètes dont les réceptacles fructifères volumineux sont, ainsi que le mycelium, formés par des filaments (hyphes) pluricellulaires, issus de cloisonnements, enchevêtrés et soudés ; on choisira comme sujet d'étude le pied du champignon de couche dans lequel on fera des coupes transversales et longitudinales ; les premières (IV, 7) montreront les filaments juxtaposés, les secondes (IV,7′) la constitution pluricellulaire de ces filaments. C'est encore par ce procédé que s'opère l'union des bords de la feuille carpellaire dans les pistils monocarpellés et des carpelles entre eux dans les pistils gamocarpellés. Les monocotylédones à glandes septales se prêtent bien à cette étude ; on pratiquera dans l'ovaire en partant de la base du style et en marchant de haut en bas une série de coupes transversales qu'on examinera dans leur ordre d'obtention : la formation de la glande ralentissant ici le phènomène, on assistera dans l'épaisseur de la cloison à la fusion progressive des feuilles ; on pourra aussi s'adresser aux ovaires d'iris et observer sur des coupes transversales pratiquées à différentes hauteurs la formation du placenta axile.

La DISTINCTION MORPHOLOGIQUE DES TISSUS est fondée : 1° sur la disposition des cellules en ligne, dans un plan ou selon les trois dimensions ; 2° sur la forme des cellules qui entrent dans chacune des combinaisons. Cette étude ne peut être négligée par aucun débutant ; elle est indispensable pour la compréhension des faits qui seront exposés plus loin.

La disposition sur une ligne donne naissance aux tissus les plus simples : *les files*. Les cellules qui s'unissent ainsi sont ou cylindriques ou sphériques ; le second assemblage porte le nom de *chapelet* (*Nostoc commune*, XXXII, 23) ou de *chaînette* (*Micrococcus ureæ*, ferment ammoniacal, abondant dans les urines putréfiées, XXXVIII, 26) selon le volume des composants. Les files peuvent être libres (Conferves, II, 9) ou comprises entre d'autres tissus : tels sont les vaisseaux, éléments conducteurs des

sèves et du latex, qui prennent le plus souvent la forme prismatique par la pression des cellules voisines (Voy. la planche V consacrée presque entièrement à l'étude de ces organismes). Les files sont tantôt droites (conferves), tantôt sinueuses (nostoc) [1].

Lorsque plusieurs files sinueuses viennent au contact et qu'elles s'anastomosent, il en résulte un *réseau;* le fait s'observe facilement dans les laticifères des Chicoracées (VI, 2, 2'). Dans ces exemples, les réseaux se développent au milieu de tissus différents, chez les Hydrodictyon (dont l'observation se fera dans l'eau en déposant tout simplement un végétal entier ou un de ses fragments sur la lame), le réseau est libre et se forme d'un seul coup par association (fig. 23, A, B).

Lorsque le tissu est formé par des cellules disposées dans un même plan, sur un seul rang d'épaisseur, il porte le nom de *lame* ou celui de *membrane*. Les ulves (fig. 25), les Pediastrum (fig. 23, C) nous fournissent des exemples de lames libres que l'on prépare facilement en montant ces végétaux entiers ou un de leurs fragments dans l'eau. Avec les ulves, il ne faudra pas perdre de vue ce fait que le végétal est bien souvent conformé en sac; il sera donc nécessaire d'en isoler les deux parois pour obtenir une préparation satisfaisante. L'épiderme de la tige et des feuilles (qu'on enlèvera à l'aiguille) est formé par des cellules tabulaires unies en une membrane ayant une face libre (oignon, I, 5; face supérieure de la feuille de *Vinca major*, 4, VI). L'endoderme, membrane qui provient de la différenciation de l'assise interne du cylindre cortical de la tige et de la racine, est profondément située au milieu de tissus différents; presque toutes

Fig. 25. — *Ulva umbilicata*

1. Pour observer les conferves, les nostocs, il suffit de monter dans l'eau ou la glycérine un fragment de ces végétaux; pour le *Micrococcus ureæ*, on puisera tout simplement avec la pipette une goutte d'urine ammoniacale et on la recouvrira de la lamelle. Les vaisseaux seront recherchés dans le bois; on donnera la préférence aux exemples cités dans la planche V, mais presque toutes les phanérogames ligneuses sont également bonnes; toutes les coupes seront longitudinales et pratiquées dans le milieu des entre-nœuds. On les montera dans la glycérine acétique et l'on chassera l'air avant l'observation.

les racines âgées de monocotylédones en fournissent de bons exemples : on donnera la préférence aux racines des salsepareilles (que l'on fera ramollir dans l'eau préalablement), racines d'iris (*en*, fig. 2, pl. XX), rhizomes du *Triticum repens* (*en*, fig. 1, pl. XVI); on en fera des coupes transversales et longitudinales que l'on montera dans l'eau ou la glycérine.

Lorsque les cellules s'unissent entre elles dans les trois directions de l'espace, elles donnent naissance à des *massifs*.

Les massifs de cellules courtes isodiamétriques portent le nom de *parenchymes* lorsque les éléments qui les composent ont des parois minces, de *sclérenchymes* lorsque celles-ci sont fortement épaissies.

On distingue différentes variétés de parenchymes en se fondant sur la forme des cellules qui les constituent. On reconnaît un *parenchyme arrondi* (coupe transversale de la feuille du Sedum album, II, 8), *polyédrique* (coupes transversales de la moelle des érables, II, 10), *rameux* ou *lacuneux* (coupe transversale des frondes de scolopendre, II, fig. 11), *étoilé* (coupe transversale de la moelle des joncs, pl. II, fig. 12). Le parenchyme *muriforme* résulte de l'union de cellules ayant la forme de parallélipipèdes réguliers disposés comme les briques d'une construction ; il constitue presque à lui seul les rayons médullaires de toutes les dicotylédones; on l'observera sur des

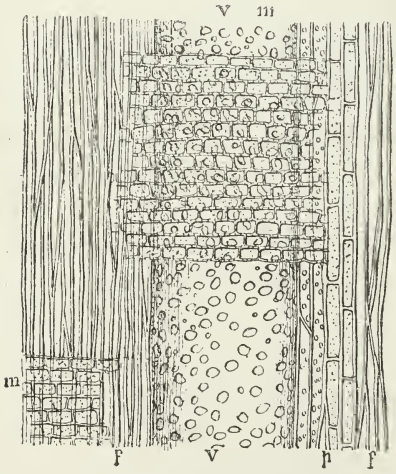


Fig. 26. — Coupe longitudinale, radiale, dans le bois d'un rameau de chêne: *m*, rayons médullaires constitués par du parenchyme muriforme ; *v* vaisseau ponctué; *f* fibres ligneuses; *p* parenchyme ligneux.

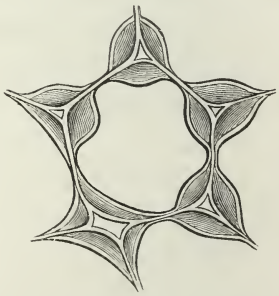


Fig. 27. — Élément du collenchyme du pétiole du *Rumex acetosa*, vu en coupe transversale.

coupes longitudinales-radiales de rameaux de deux ans (chêne, *m*, fig. 26.), les tiges des végétaux grimpants: *Aristolochia sipho*, *Clematis vitalba*, *Vitis*, à larges rayons médullaires, sont surtout favorables.

On cherchera des exemples de *sclérenchyme* dans des coupes trans-

versales de l'écorce de fausse angusture (pl. II, fig. 20), du pédoncule de la poire mûre, du limbe des feuilles de *Phillyræa angustifolia*, dans les coupes longitudinales d'écorce de tulipier de Virginie (*csc*, 11, IX), de moelle de tige de *Magnolia yulan*.

Le *prosenchyme* provient de l'union des fibres en tissu ; on distingue les prosenchymes par leur localisation (p. ligneux, libérien, médullaire, etc.). Nos exemples de fibres (p. 65) ont été pris au milieu de massifs prosenchymateux.

Le *collenchyme* est un massif de cellules particulières, dont nous n'avons pas encore parlé, caractérisées surtout par un épaississement inégal de leur paroi. Le dépôt de cellulose s'y localise souvent nettement dans les angles sous forme de baguettes (coupes transversales de la tige du *Datura Stramonium*, 3, VII, *col* ; de la tige du *Calendula officinalis*, *col* 4′, XI ; de la tige et du pétiole des bégonias, du pétiole du *Rumex acetosa*, fig. 27) ; ou, s'il s'étend le long des faces, il est toujours plus accentué dans les angles (*col*, coupes transversales des tiges de *Nepeta Cataria*, 4, 4′, VII ; de sureau, 1′, 1″, XII). Ces cellules sont plus ou moins allongées (*col*, 4″, XI, *Calendula officinalis*), mais l'épaississement ne se fait jamais sentir que sur les arêtes longues du prisme. Leur paroi est toujours constituée par de la cellulose pure comme le démontrent les réactifs spéciaux : iode et acide sulfurique, chlorure de zinc iodé ; elle est par cela même très brillante ; on a cru faussement pendant longtemps qu'elle pouvait se gonfler dans l'eau, d'où le mot de collenchyme qui provient de κόλλη colle, et ἔγχυμα épanchement, pour substance. Le collenchyme est toujours localisé sous l'épiderme. Il joue un rôle important comme modérateur de la transpiration.

LES APPAREILS.

Nous savons déjà : 1° que lorsque le végétal est constitué par un seul tissu, tous ses éléments jouissent des mêmes propriétés et ont des fonctions nombreuses qu'ils remplissent d'une façon imparfaite ; 2° que le premier degré d'élévation est marqué par la différenciation des éléments en plusieurs tissus qui s'approprient à des rôles distincts et déterminés : ils peuvent ainsi s'adapter à la protection (membrane épidermique), au soutien (sclérenchyme et prosenchyme), à la circulation des liquides (vaisseaux), à l'absorption, à la sécrétion (tissu glandulaire), à l'union des autres tissus (tissu conjonctif), etc., etc. C'est sur cette distinction des rôles qu'est fondée la classification physiologique des tissus.

Chez quelques végétaux relativement inférieurs, surtout chez les aquatiques (tige d'*Elodea Canadensis*, 5, XVI), chaque tissu se localise nette-

ment. Tout au contraire, chez les végétaux supérieurs ils se combinent le plus souvent, tout en se disposant de telle façon que dans chaque assemblage un des tissus l'emporte tellement sur les autres qu'il en dissimule les fonctions, ayant ainsi dans l'union un rôle prépondérant.

Chacune de ces associations d'un tissu principal avec un ou plusieurs tissus accessoires constitue un appareil. Chaque appareil jouit d'une fonction spéciale qui est celle du tissu fondamental perfectionnée par l'addition des qualités des tissus accessoires. Pareils faits s'observent du reste dans la constitution des divers appareils des animaux supérieurs. Chez les végétaux les deux appareils nerveux et musculaires font défaut; cependant la sensibilité et la contractilité existent chez ces êtres, mais elles y sont restées en état de diffusion; il en est de même pour l'appareil de la digestion, car la présence des ferments spéciaux (diastase, pepsine, invertine) a été parfaitement constatée dans les tissus de la plante.

Les différents appareils que l'on rencontre chez les végétaux sont: 1° l'appareil tégumentaire; 2° l'appareil d'absorption; 3° l'appareil de la circulation des sèves; 4° l'appareil de la circulation des gaz, plus simplement aérifère, constitué non par des cellules, mais par des espaces intercellulaires; 5° l'appareil chlorophyllien ou assimilateur du carbone; 6° l'appareil de la transpiration; 7° l'appareil de soutien ou squelette; 8° l'appareil glandulaire (sécréteur ou excréteur?); 9° l'appareil conjonctif; 10° l'appareil de réserve.

Nous ferons suivre cette énumération de quelques remarques. 1° L'*appareil sécréteur* des végétaux ne peut être assimilé à celui des animaux, car les produits qu'il émet ne semblent jouer par la suite aucun rôle utile dans les phénomènes vitaux de la plante; il serait donc un appareil d'excrétion. En tous cas, l'appellation de *glandulaire*, qui ne préjuge de rien, est incontestablement préférable. 2° Nous proposons l'appellation d'*appareil chlorophyllien* pour l'ensemble des cellules vertes de la plante qui a été récemment dénommé *assimilateur*. Ce mot employé seul ayant une portée trop grande, il convenait pour le conserver, en lui donnant sa juste valeur, de lui adjoindre un qualificatif: appareil assimilateur du carbone pourrait être adopté; appareil chlorophyllien nous a semblé plus simple et presque aussi expressif. 3° La distinction des trois appareils conjonctif, chlorophyllien et de réserve, très naturelle au point de vue physiologique, ne laisse pas cependant de présenter dans la pratique quelques difficultés: formés par des cellules semblables presque en tous points, souvent même confondues, ils ne se différencient que par la nature du contenu; or, celui-ci est susceptible de subir, sous des influences externes (éclairage) ou internes (action des diastases), des modifications transitoires ou permanentes qui exposent l'observateur à placer le même élément tantôt dans un appareil, tantôt dans un autre.

APPAREIL TÉGUMENTAIRE.

Avant tout il y a lieu de poser en principe que l'appareil tégumentaire se présente avec deux faciès bien distincts. Dans le premier état, il tire son origine du point végétatif et ne se rencontre que sur la tige et les feuilles : il a la *membrane épidermique* pour tissu fondamental. Dans le second état, il est d'origine tardive, presque toujours secondaire, et est constitué par le *liège*, ensemble de tissus ayant subi la subérification ; il remplace l'épiderme dans les points où il est transitoire, et sert aussi à fermer les blessures. Cette seconde forme est plus répandue que la première, car on l'observe sur tous les membres de la plante.

Le premier appareil envisagé dans son plus grand état de complication présente à étudier :

- Son tissu fondamental comprenant.
  - 1° la membrane épidermique.
  - 2° ses dérivés immédiats : papilles et poils.
- Ses tissus accessoires.
  - 1° le tissu de renforcement.
  - 2° les tissus de soutien.....
    - prosenchyme hypodermique.
    - sclérenchyme hypodermique.
  - 3° les tissus sécréteurs.....
    - surfaces épidermiques sécrétantes.
    - poils glanduleux au sommet.
    - poils glanduleux à la base ou excrétoires.

Contre l'habitude, nous séparons les stomates de l'appareil tégumentaire : ils appartiennent à l'appareil aérifère dans lequel l'épiderme figure avec un rôle accessoire.

La MEMBRANE ÉPIDERMIQUE est formée par une seule assise de cellules tabulaires, comme le démontrent toutes les coupes transversales de feuilles ou de tige (*ep :* IV, 9 ; 4, 4′, VII). Elle est caractérisée par sa situation à la périphérie de la plante et aussi par la transformation subéreuse que subit la partie tout à fait externe de sa paroi libre, plus épaisse que les autres. Les parties subéreuses, ou mieux cutinisées, propres à chaque cellule, se soudent si intimement aux parties semblables des cellules voisines qu'il en résulte une lame continue et individualisée : la *cuticule* (*cu*, 7-8, VI) qui rend la plante inattaquable non seulement par tous les agents atmosphériques, mais aussi par les réactifs les plus énergiques : la potasse et le mélange bouillant d'acide nitrique et de chlorate de potasse exceptés. La macération dans l'eau suffisamment prolongée de fragments de jeunes tiges et de feuilles, surtout de feuilles de chou, permet d'isoler la cuticule et de vérifier ses propriétés. L'agent est ici le ferment butyrique, *Bacillus amylobacter*, qui se développe dans l'eau et met en liberté la cuticule, qu'il n'attaque pas, en détruisant toute la partie cellulosique de la paroi.

Les cellules épidermiques affectent trois formes principales dues à la direction des tractions que ces éléments supportent pendant l'accroissement des parties sous-jacentes. Sur la tige, le pétiole, les nervures des feuilles, le parenchyme des feuilles rubanées des monocotylédones où l'accroissement se fait dans un sens déterminé, les cellules épidermiques sont étroites et allongées (feuille d'iris, 5, VI vue de face ; tige d'une façon générale). Sur le parenchyme des feuilles élargies, des sépales, des pétales, les cellules épidermiques sont larges, ayant leurs deux grandes dimensions sensiblement égales, mais, selon leur résistance aux tractions, elles conservent leur forme polyédrique originelle (VI : 6, épiderme inférieur de la feuille du *Coriaria myrtifolia ;* 9, épidermes de la feuille du *Commelyna communis;* 10, épidermes de la feuille des *Cephalotaxus pedunculata ;* et les nombreuses figures de la pl. XXV), ou deviennent irrégulières et sinueuses (VI, 4, 4, épidermes de la feuille de *Vinca major ;* XXV, 5′,5″, feuille de scolopendre). Chez les Equisetum, la membrane épidermique est formée par un assemblage de fibres, et la cuticule absente y est remplacée par la minéralisation siliceuse (*s*, 6, 6′, III).

Pour vérifier ces faits, on enlèvera à l'aiguille un lambeau d'épiderme (l'on n'aura recours au rasoir que lorsque l'échantillon refusera de se prêter à la manipulation précédente, car cet instrument ne fournit pas d'aussi bonnes préparations), on le montera dans l'eau ou la glycérine en ayant soin de tourner vers l'objectif la face primitivement libre de la membrane. L'on recherchera les points privés de chlorophylle ou qui en sont pauvres, car là seulement l'épiderme est sûrement isolé.

Les cellules de l'épiderme ne renferment généralement qu'un protoplasma incolore muni d'un noyau. La chlorophylle s'y observe cependant chez un cinquième des dicotylédones et chez beaucoup de cryptogames ; elle y existe toujours chez les plantes aquatiques submergées. Les pigments solides et liquides s'y localisent ordinairement (préparations à l'aiguille d'épidermes de corolles). On peut y rencontrer de l'amidon en petite quantité.

La paroi externe plus forte ne s'épaissit pas toujours régulièrement, elle forme, surtout chez les plantes habitant les lieux secs et qui doivent résister à la transpiration, des saillies externes affectant la forme de verrues (épiderme inférieur de la feuille de *Cotoneaster buxifolia*, tiges d'Equisetum) ou de lignes.

Dans certains cas toutes les cellules présentent de ces saillies linéaires qui tantôt s'unissent entre elles (feuilles du *Cydonia japonica*, du houx) passant d'une cellule à l'autre, tantôt restent isolées et propres à chaque élément (épiderme inférieur de la feuille du *Cormus domestica*) ; dans d'autres cas elles ne se produisent qu'en certains points de la membrane surtout, dans le voisinage des stomates (épiderme inférieur de la feuille du *Pirus communis ; s*, VI, 6, feuille du *Coriaria myrtifolia*). Lorsque la cuticularisation

se produit, elle envahit d'abord ces élévations qui ont pris à cause de cela le nom de *saillies de la cuticule*. On les observera de face sur des lambeaux d'épidermes ; lorsqu'elles sont assez saillantes, elles paraissent sur les coupes transversales comme des verrues ou de petites dents (XXV, 4', aloès). Les exemples les plus beaux en seront encore fournis par les spores (XXX, 4', 5', 21, 27, 31) ou les grains de pollen (pollen des Composées :

Fig. 28. — Grain de pollen de *Cichorium Intybus*, présentant des saillies aliformes cuticularisées (d'après Sachs).

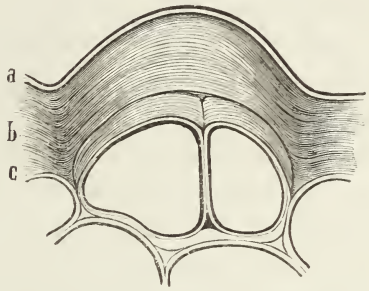


Fig. 29. — Coupe transversale de l'épiderme du gui : *a*, cuticule ; *b* couches cuticulaires ; *c*, partie cellulosique de la paroi (Dippel).

chicorée, fig. 28 ; tussilage, XXVI, 30), organes constitués par des cellules qui, devant rester quelque temps, à l'état de liberté, exposés aux agents atmosphériques, se protègent, comme les autres parties de la plante, en développant extérieurement une cuticule qui a pris, selon les cas, les noms d'exospore ou d'exine. Il suffira de disséminer avec l'aiguille quelques-uns de ces granules dans une goutte d'eau pour obtenir une bonne préparation à observer immédiatement ; mais si l'étude devait se prolonger ou si l'on désirait conserver l'objet, on emploierait l'huile de ricin comme véhicule.

La *cuticule* vue en coupe se présente le plus souvent comme une lamelle *mince et sombre* reposant directement sur la cellulose *brillante ;* cependant chez les végétaux qui possèdent un épiderme à paroi externe fort épaisse on rencontre, entre ces deux parties bien distinctes, des portions en voie de transformation : les *couches cuticulaires*, constituées par un mélange de subérine et de cellulose comme le démontre l'action de la potasse qui, en enlevant la subérine, isole la cellulose dont on peut alors constater la présence au moyen du chloro-iodure de zinc. Les couches cuticulaires se localisent parfois dans la membrane externe où elles s'étendent en forme de lame ; souvent aussi, elles envoient des prolongements cunéiformes dans les parois latérales : dans ce cas, elles sont quelquefois accompagnées par des émanations de la cuticule (*Aloe socotrina*, *Piper rubricaule*). Des préparations ne laissant rien à désirer seront obtenues en pratiquant des coupes

transversales dans de vieilles tiges de gui (fig. 29), dans la nervure médiane de la feuille de houx, dans les feuilles d'*Aloe socotrina et vulgaris* [1]. Ces coupes seront vues avec un gossissement de 600 diamètres au moins; elles seront traitées par le chloro-iodure de zinc ou l'iode et l'acide sulfurique qui coloreront la cellulose en bleu, les couches cuticulaires en jaune-brun et laisseront à la cuticule sa coloration primitive ou la teinteront de jaune clair. La cuticule et les couches cuticulaires seront encore mises en évidence par la fuchsine qui les colorera en rouge sombre.

Pour rendre la protection plus efficace en empêchant le contact direct des liquides et la pénétration qui en serait la conséquence, les cellules épidermiques sécrètent de la *cire* qui reste le plus souvent, il est vrai, dissimulée dans la partie externe de la paroi, mais qui, lorsque la production en devient excessive, transsude à l'extérieur et s'y concrète en un revêtement blanchâtre fort évident à la surface des fruits à peau foncée où il est connu du vulgaire sous les noms de *fleur* et de *pruine*. Les dépôts cireux étudiés avec un grossissement de 7 à 800 diamètres laissent voir la matière avec des aspects différents : sur les feuilles des thuya, *Taxus baccata*, *Sempervivum tectorum*, la cire forme une lame vitreuse ; sur les entre-nœuds du *Klopstockia cerifera*, palmier à cire des Andes, le revêtement, d'épaisseur considérable, est constitué par de petites lamelles superposées, donnant lieu par leur assemblage à de longs prismes qui, en s'accolant, rendent la surface libre aréolée (fig. 30) ; sur les feuilles de chou rouge, sur les feuilles glauques des choux verts, la cire est à l'état de petits granules sphériques de 1 μ d'épaisseur, disposés en rang ; sur les feuilles et les tiges jeunes carrées d'*Eucalyptus globulus* la cire est en masses inégales, amorphes, formées par des agglomérations de granules ; enfin, on rencontre sous les nœuds du *Saccharum officinarum*, sur les feuilles du *Strelitzia ovata* des bâtonnets droits ou crochus, accolés dans le premier exemple (15, VII, ♀), isolés dans le second, qui sont encore formés par de la cire.

Tous les végétaux que nous venons de citer pourront servir à la recherche de la cire ; on en pratiquera des coupes transversales, mais l'obtention de préparations convenables réclame la plus grande délicatesse dans le maniement des échantillons : le simple attouchement suffisant pour déformer le dépôt et même pour l'enlever totalement. Ayant choisi un lambeau en bon état, on le fixera dans une pince de sureau dont on aura raccourci l'un des deux mors de 5 à 10 millimètres. La face cireuse étant tournée vers la petite branche, le lambeau arrivant à la hauteur de la grande, on aura ainsi quelques millimètres de la surface à étudier qui se trouveront complètement libres

1. Pour obtenir des coupes satisfaisantes d'Aloès on n'agira que sur la partie externe chlorophyllienne qui aura été préalablement séparée de la partie centrale incolore. La face libre de la feuille sera toujours entamée en premier lieu par le rasoir.

et se débiteront facilement sous le rasoir, étant fixés par le bas et appuyés latéralement sur le grand mors de la pince. Les coupes seront montées dans l'eau ou la glycérine. On évitera avec soin toute élévation de température qui amènerait la fusion et la dispersion de la cire. L'alcool bouillant, l'éther, le chloroforme, la benzine, le sulfure de carbone, froids, dissolvent la cire et par conséquent la font disparaître.

Papilles et poils. — Lorsque des cellules épidermiques s'avancent vers l'extérieur en formant une légère saillie, elles deviennent des *papilles*. Les papilles sont rares sur la tige et les feuilles, communes au contraire dans les parties colorées de la fleur auxquelles elles communiquent l'aspect

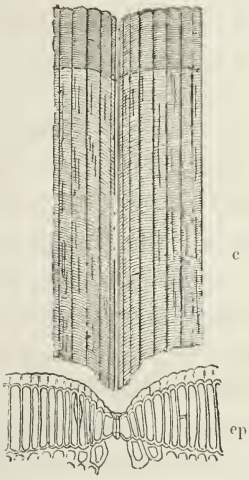


Fig. 30. — Coupe transversale dans l'épiderme du *Klopstockia cerifera* (d'après de Bary): *c*, cire; *ep*, cellules épidermiques.

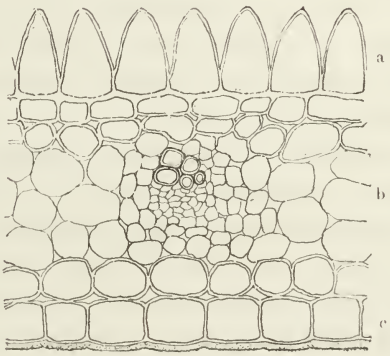


Fig. 31. — Coupe transversale d'un pétale de rose : *a*, épiderme supérieur relevé en papilles; *b*, parenchyme contenant un faisceau libéro-ligneux; *c*, épiderme inférieur.

velouté. On les recherchera sur les pétales de la pensée, de la rose, des primevères, des œillets, des orchis, etc., etc. Si on enlève à l'aiguille un lambeau de l'épiderme de ces corolles et qu'on le monte dans l'eau la face libre tournée vers l'objectif, les papilles apparaîtront, un peu confusément il est vrai, sur les bords de la préparation, comme de petits cônes juxtaposés. La coupe transversale de l'organe fournit un résultat beaucoup plus satisfaisant, mais un peu plus difficile à obtenir : c'est ainsi qu'ont été préparées les papilles de l'œillet représentées en 1, planche VIII, et celles de la rose reproduites dans la figure 31.

Les cellules épidermiques plus allongées vers l'extérieur que les papilles portent le nom de *poils*. L'étendue de la saillie varie entre des limites assez vastes, car elle est tantôt très peu accentuée (feuille du *Nerium oleander*, 2, VIII), tantôt au contraire, considérable (*Borrago officinalis*, 4, VIII).

Peu d'organes revêtent autant d'aspects différents, car, s'il n'entre qu'une seule cellule dans la composition des poils les plus simples, beaucoup en comprennent plusieurs qui s'assemblent soit en files, soit en lames, soit en massifs ; ils peuvent être droits, contournés ou ramifiés, avoir une paroi mince ou une paroi fort épaisse, etc., etc.

Les *poils unicellulaires* peuvent être droits (feuilles des Borraginées, des Pomacées, graine du cotonnier, bourgeons du saule marceau), contournés (feuille d'*Eriobothrya japonica*), ramifiés dans toutes les directions de l'espace (feuilles d'*Arabis alpina* 5, VIII, *Alyssum saxatile*, *Matthiola annua*), ramifiés dans un plan parallèle à celui de l'épiderme : les branches étant au nombre de deux et opposées (poils en navette du *Cheiranthus Cheiri*, 6, VIII) ou plus nombreuses disposées en étoile (*Deutzia scabra*). D'une façon générale, les Crucifères fournissent les exemples les plus variés de poils unicellulaires.

Les *poils pluricellulaires* à éléments en file ou *unisériés* doivent leur origine au cloisonnement répété d'un poil primitivement unicellulaire. Les Scrophularinées, Labiées, Verbascées, Composées, Géraniacées, Cucurbitacées (4, IX), les bourgeons de marronnier, les poils de Barometz nous en fourniront de nombreux exemples. Le type se rencontrera sur les feuilles de *Digitalis purpurea* (8, VIII), de la conyze squarreuse (9, VIII), les poils de Barometz. Chez la tanaisie, les Centaurea, les Cynara, les Lappa, la cellule terminale s'allonge parfois en flagellum. Chez les Artemisia (10, VIII), *Balsamita suaveolens* (3, XXV), Tanacetum, Pyrethrum, cette même cellule terminale se conforme souvent en navette. Enfin, chez beaucoup de Labiées (Romarin, 11, VIII ; *Lavandula vera*), de Verbascées (*Verbascum thapsus*, 12, VIII), le lierre, ces poils portent des ramifications latérales. Les poils qui révêtent les sporanges des Marsilia sont unisériés et se terminent par une navette pluricellulaire.

Plusieurs cellules épidermiques voisines entrent généralement dans la constitution des *poils membraneux et massifs*, cependant on les voit naître aussi du cloisonnement de poils unisériés (2, 3, XXXI, paraphyses des mousses). Les poils en pinceau de la feuille des Althæa, des Malva et du *Quercus ilex* sont manifestement formés par l'accolement partiel de plusieurs poils unicellulaires. Des poils massifs dressés nous seront fournis par les feuilles de l'*Hieracium pilosella* (12, VIII) et celles des *Begonia ulmifolia* et *acuminata*. Chez les *Viburnum tinus* et *lantana*, les poils, massifs à la base, se terminent par un pinceau de 4-5 cellules (VII, 8). Sur les rameaux des *Hippophae rhamnoïdes*, *Elæagnus angustifolia* et *reflexa*, les feuilles de l'Olivier (15, 15', VIII), on rencontre en grand nombre des poils massifs courts se terminant brusquement par une membrane discoïde (écusson), formée par l'accolement d'un grand nombre de cellules rayon-

nantes. Chez le *Ceterach officinarum*, on trouve à la face inférieure des frondes de petites lamelles brunes qui, vues au microscope, sont formées d'une membrane en raquette rattachée à l'épiderme par un poil court et massif inséré en *at* (14, VIII). Ces poils ont reçu les noms de scarieux ou écailleux. Nous pourrions multiplier les exemples, nous nous en tiendrons cependant là. Ajoutons seulement que l'on peut rencontrer plusieurs formes différentes de poils chez le même végétal (Labiées, Composées); mais qu'il est aussi fréquent de voir les poils portés par les membres d'une même famille dériver tous de l'un des trois types monocellulaire (Borraginées, Pomacées, Crucifères), unisérié (Labiées), ou massif.

Les cellules qui constituent les poils renferment toutes pendant leur existence un protoplasma nucléé (nous avons même fait remarquer déjà que les plus volumineuses se prêtaient merveilleusement à l'étude de la vie cellulaire); elles peuvent présenter en outre des pigments lorsqu'elles recouvrent des parties colorées (poils portés par la corolle, poils des étamines des Tradescantia); on les rencontre parfois à la surface du végétal mortes et remplies d'air : les poils ont alors un aspect argentin qui les a fait appeler *laineux* (Verbascum, beaucoup de Labiées, de Composées). Bien souvent, les poils se brisent à la base, après leur mort, en laissant leur partie inférieure enchâssée dans l'épiderme : témoignage de leur présence à un moment donné (*cp*, 3, 3′, VIII, *Stranvæsia glaucescens*, Cydonia et toutes les Pomacées dont les feuilles, villeuses dans le bourgeon, sont glabres, ou peu s'en faut, lorsqu'elles ont pris leur taille définitive). La présence de ce débris a une certaine importance : il permet aux taxonomistes de s'assurer si l'état glabre d'un végétal n'est pas dû à un phénomène de calvitie.

On peut se proposer deux buts différents dans l'étude des poils : vérifier leur insertion ou mieux leur origine épidermique, apprendre à en connaître les formes. L'insertion ne peut être bien vue que sur des coupes transversales de l'épiderme passant par la base du poil; et la forme, que sur des lambeaux d'épidermes arrachés à l'aiguille, car il est rare que le rasoir laisse les poils entiers. Le lambeau sera étroit afin que le poil, couché par la lamelle, se projette librement dans le véhicule.

On rencontre à la surface des végétaux des saillies plus volumineuses encore que celles que forment les poils, ce sont les *émergences* et les *aiguillons*, qui ne diffèrent entre eux que par la taille, plus forte chez les aiguillons, et la consistance, molle dans les émergences, dure, par lignification des parois, chez les aiguillons. Ils sont formés tous deux par des massifs proéminents du tissu sous-jacent à l'épiderme, massifs protégés par cette membrane (fig. 32). Le passage entre les poils et ces formations s'observerait chez les ronces dont les pseudo-aiguillons seraient de véritables poils massifs lignifiés.

Les émergences sont souvent terminées par un poil, comme on pourra l'observer sur les feuilles et la tige des orties (*p. ex.*, IX, 8) où le poil est unicellulaire et droit, sur les tiges de la garance où le poil unicellulaire est recourbé en crochet, sur les angles de la tige de houblon où il est conformé en navette, sur les fruits d'*Ecballium momordica* (VII, 11), la tige et le pétiole du *Cucurbita maxima* où il est unisérié. Les émergences seront étudiées sur les exemples cités soit au moyen de coupes passant par leur axe, coupes faciles à obtenir en orientant convenablement la pièce entière dans le sureau, soit en enlevant un lambeau fort étroit d'épiderme que l'on couchera sur le côté afin que les émergences se projettent librement dans le véhicule.

Les aiguillons de la ronce et de la rose seront coupés longitudinalement après avoir été séparés de la tige avec un petit lambeau du tissu sur lequel ils reposent. On les encastrera dans la moelle de sureau où ils seront

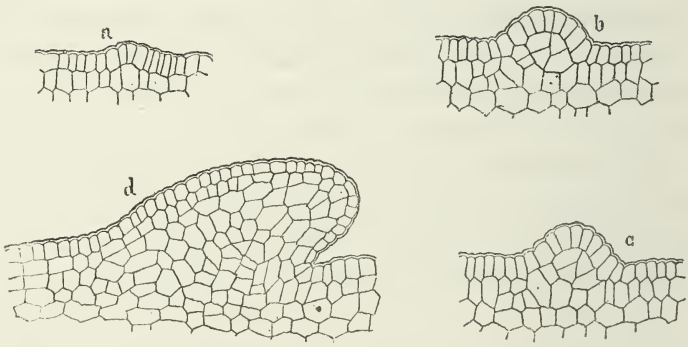


Fig. 32. — *a*, *b*, *c*, *d*, états successifs d'un aiguillon de rosier pendant son développement (d'après Rauter). On suit le travail de division des cellules sous-épidermiques génératrices de l'organe.

placés horizontalement. Notre figure 12, VIII représente une portion d'un aiguillon de *Rosa canina* pris sur une tige déjà âgée ; on remarquera à la base une lame de liège *s*, formation tardive qui causera la chute du petit organe dans un avenir prochain ; ce liège sépare actuellement le tissu parenchymateux *tc* de l'aiguillon de son générateur : le parenchyme cortical de la tige *pc*.

Il ne faut pas confondre les épines avec les aiguillons ; les premières, devant leur origine à l'atrophie de certains organes ou parties d'organes, contiennent toujours des faisceaux libéro-ligneux. La présence des faisceaux conducteurs dans les saillies du péricarpe du ricin, du marronnier d'Inde, du *Datura Stramonium*, nous force à considérer ces productions, non comme des émergences, comme cela a été dit, mais comme des lobes disposés à la façon de ceux qui hérissent la feuille du houx.

Tissus accessoires. — *Couches de renforcement.* — Chez certains végétaux l'appareil tégumentaire est constitué par plusieurs assises superposées de cellules incolores dont l'ensemble a reçu de quelques botanistes le nom d'*épiderme composé*. En réalité, la membrane externe cuticularisée constitue seule l'épiderme, les assises sous-jacentes sont les *couches de renforcement*. Les cellules qui les composent sont parfois disposées en file avec les cellules épidermiques et proviennent manifestement de la segmentation de ces dernières (Pomacées des pays chauds : feuilles d'*Eriobothrya japonica*, *Cydonia japonica*, *Osteomeles cordata*, *Rhaphiolepis ovata*, *Chamæmeles coriacea*) ; le plus souvent, ces cellules alternent non seulement avec celles de l'épiderme, mais entre elles : les couches de renforcement sont dues alors à la différenciation des assises sous-jacentes à l'épiderme. Le nombre de ces assises est généralement peu considérable, 1-4 ; il s'élève à quinze dans quelques feuilles du *Peperomia pereskiifolia*. Certains distinguent les couches de renforcement qui tirent leur origine des cellules sous jacentes à l'épiderme par le nom d'*hypoderme aqueux*.

On étudiera les couches de renforcement sur des coupes transversales des feuilles déjà citées et aussi sur celles des feuilles de *Ficus elastica* (*cr*, 4, III), du *Nerium oleander* (*cr*, 8, VI), des Piper (*Piper medium*, *cr*, 1, VII), des Peperomia, du *Tradescantia discolor*, des bégonias ; dans ces derniers exemples, les couches de renforcement occupent plus de la moitié de l'épaisseur de la feuille, car certaines assises sont formées par des cellules énormes. Les couches de renforcement se rencontrent parfois sur la tige (*Begonia tomentosa*, *Houttuynia cordata*, cladodes du *Xylophylla falcata* (*r*, 2″, XXIII) ; sur les feuilles, elles ne s'observent parfois que sur la face supérieure : dans tous les cas, elles sont moins développées à la face inférieure.

Tissus de soutien. — Le véritable sclérenchyme hypodermique fort peu fréquent s'observerait sur les tiges de certains palmiers (Cocos, Elæis, Mauritia) où il formerait une couche presque continue, interrompue seulement au-dessous des stomates. Il est cependant bien difficile, à mon avis, d'accorder, comme on le fait ordinairement, le nom de fibres à la plupart de ces éléments allongés et scléreux que l'on rencontre le plus souvent sous l'épiderme et qui ne présentent point les extrémités acuminées caractéristiques de cette sorte d'éléments (*fh*, 2, 2′, VII, feuille de *Cephalotaxus pedunculata*) ; mais, si on les regarde néanmoins comme des fibres, le tissu de soutien hypodermique est presque toujours prosenchymateux. On en trouvera de beaux exemples dans les tiges aériennes et souterraines des Equisetum (XVIII, *pr*, 1, 1′, 1″, 2, 4) où il est surtout abondant dans les carènes, dans la tige du *Lycopodium clavatum* (*pr.*, 7′, 7″, XVIII), dans les tiges des Casuarina, dans les jeunes tiges d'Abies et de Larix, dans les cladodes du *Mühlenbeckia platiclada* (1′, XXIII), les feuilles des Cephalo-

taxus, du *Pinus maritima* et des pins d'une façon plus générale, des Abies, etc. ; on en fera des coupes transversales et longitudinales afin de se rendre compte et de la position et de la forme des éléments.

Le *collenchyme* était encore rangé récemment parmi les tissus de soutien de l'épiderme auquel il est, du reste, toujours accolé. Les recherches récentes le font comprendre parmi les tissus constitutifs de l'appareil de la transpiration.

Désirant réunir dans un même chapitre tout ce qui concerne l'appareil glandulaire des végétaux, nous réservons pour plus tard l'étude des tissus sécréteurs auxiliaires de l'appareil tégumentaire.

Tissus subéreux. — Les tissus subéreux toujours tardifs ne sont pas tous cependant d'origine secondaire comme on le croyait encore récemment. C'est ainsi que l'appareil protecteur des jeunes racines, qui ne se développe qu'au moment où la *membrane absorbante* (épiderme de la racine, assise pilifère) a terminé son rôle, est constitué par l'assise sous-jacente d'origine primaire ; les cellules de cette assise, qui ont possédé jusqu'à ce moment des parois cellulosiques, subissent alors la subérification qui amène à sa suite la mortification et la chute de la membrane externe. En faisant connaître ce tissu, je lui avais donné le nom de *membrane épidermoïdale* pour rappeler la forme de ses éléments, leur rôle et leur situation à un moment donné ; d'autres lui ont substitué celui d'*assise subéreuse*. Il n'y a là qu'une querelle de mots, l'important est que l'observation se trouve confirmée. La membrane épidermoïdale peut s'observer chez tous les végétaux, mais il vaut mieux s'adresser à ceux qui possèdent un système radical composé d'éléments grêles, car là seulement il est permanent. Les cryptogames vasculaires (*Asplenium striatum*, *me*, 7, XIX ; *Selaginella denticulata*, *me*, 8, XIX), les racines grêles ou jeunes des monocotylédones (*Ruscus aculeatus*, *me*, 8, VII ; *Hemerocallis japonica*, *me*, 6, XIX; *Sparganium ramosum*), toutes les radicelles jeunes des dicotylédones au point où elles passent du blanc au brun jaunâtre (*Atriplex hastata*, 9, VII, *me*) sont propres à l'étude. Chez les dicotylédones on s'adressera de préférence aux végétaux à racines aquatiques et surtout à ces espèces herbacées dont les racines restent grêles et ne subissent pas la desquamation (*Ranunculus repens*, VII, 14, *me* ; ficaire ; *Valeriana officinalis*, où elle contient de l'huile essentielle, *me*, 3′, XXI; primevères, etc.). Les cellules de la membrane épidermoïdale sont généralement beaucoup plus développées que celles de la membrane absorbante : leur diamètre est souvent double ou triple ; elles sont pressées les unes contre les autres, fortement unies par leurs parois radiales ; elles ont la forme de prismes droits à quatre ou six faces latérales ; leur longueur variable est liée à l'accroissement de l'organe.

L'endoderme nous présente un second exemple de tissu primaire subéreux, car, d'après M. Van Tieghem, « l'endoderme, subéreux ou sclérifié, doit être considéré comme partie intégrante de l'appareil tégumentaire profondément située [1]. » Il se trouve, en effet, à la partie interne du parenchyme cortical de la racine et de la tige, mais il ne se subérifie que rarement dans la tige et la racine des dicotylédones ; il se différencie au contraire nettement dans les racines des monocotylédones (*en*, XIX, XX, XXI).

La membrane épidermoïdale et l'endoderme s'observeront facilement sur des coupes transversales de la racine des végétaux cités. Les membranes subéreuses sont plus foncées que les voisines. Elles retiennent fortement la fuchsine et prennent sous son influence une teinte rouge-brun bien distincte du rouge vif des éléments lignifiés.

Dans tous les autres cas, les tissus subéreux proviennent du cloisonnement répété de cellules spéciales ; ils ne forment plus des membranes, mais des massifs. Les cellules génératrices sont disposées en une membrane appelée indifféremment par les botanistes : *assise*, *couche ou membrane phellogène*. Pour donner naissance au tissu nouveau, chaque cellule de cette membrane s'accroît dans le sens radial, puis se partage par une cloison en une cellule externe et une interne. L'externe s'accroît, devient subéreuse, mais reste indivise ; l'interne garde ses parois cellulosiques, s'allonge de nouveau dans le sens radial, puis, renouvelant le phénomène déjà décrit, détache, vers l'extérieur, une seconde cellule qui reste encore indivise tandis que l'interne ne tarde pas à se segmenter de nouveau. Le pouvoir générateur restant toujours la propriété du segment le plus profond, l'assise phellogène sera recherchée à la limite interne du tissu (*ap*, 5, 5′, 6, 6′, 7, VII). Cette division répétée portant toujours sur la même face de la cellule est le propre d'un *cambium unilatéral*.

Le cloisonnement se faisant toujours dans un sens déterminé, les parois nouvelles étant parallèles, les cellules sont disposées en files ayant les cellules phellogènes pour têtes, mais il y a deux cas à considérer. Dans le premier, particulier aux grosses racines des monocotylédones, les cloisons sont dirigées obliquement par rapport à la surface libre et les files sont inclinées comme l'indique la flèche dans la figure 10, de la planche VII. Ce tissu, découvert par M. Louis Ollivier, a reçu de lui le nom de *subéroïde;* il a pour générateur la membrane épidermoïdale devenue phellogène. On pourra l'observer sûrement sur les racines âgées de l'asperge (*sub*, 10, VII), du *Typha latifolia*. On l'étudiera sur des coupes transversales et longitudinales.

Le subéroïde s'appuie parfois sur des cellules scléreuses, formant un

1. *Traité de botanique*, p. 677. M. Vuillemin (*Anatomie de la tige des Composés*, 1884) envisage autrement le rôle de l'endoderme; il le regarde comme un *système contentif* s'opposant à l'expansibilité du cylindre central.

hypoderme qui porte dans quelques ouvrages le nom d'*épibléma :* les racines de l'asperge (*sc*, 1′, 1″, XXI ; 10, VII), des salsepareilles en présentent des exemples.

Le subéroïde est permanent, mais, s'il vient à être enlevé, il est remplacé par le tissu subéreux que nous allons étudier maintenant et qui est le plus répandu de tous, partant le plus important. On le rencontre sur tous les organes blessés ; il se développe normalement sur la tige de presque tous les végétaux supérieurs, sur la racine de la majorité des dicotylédones. Pour le distinguer des précédents, nous lui réserverons le nom de *liège*, sous lequel il a toujours été connu. Il est caractérisé par ce fait que le cloisonnement de l'assise phellogène se fait toujours parallèlement à la surface libre ; conséquemment les files sont toujours ici perpendiculaires à cette surface.

L'assise phellogène génératrice du liège peut se former en des points très différents du végétal : elle est parfois superficielle et constituée soit par l'épiderme lui-même (tiges de *Nerium oleander*, 5, 5′, VII ; des Cydonia, Pirus, Malus, *Solanum dulcamara*) et alors les files ont pour élément terminal vers l'extérieur la partie restante de l'épiderme, soit par l'assise sous-jacente à l'épiderme (tiges de sureau, *s*, 1′, 1″, XII, des Betula, Populus, Quercus, du *Photinia serrulata*, des Osteomeles (H. Bn), soit par la seconde ou la troisième assise au-dessous de l'épiderme (*Robinia pseudo-acacia, Cytisus Laburnum)* ; elle peut être profonde et dériver du parenchyme cortical (Coffea), de l'endoderme (Rubus, fig. 33), du tissu rhizogène ou pericycle (*Vitis vinifera*, 2,2′, XIII ; *Philadelphus coronarius*, 7, VII ; *Berberis vulgaris ; Lonicera caprifolium ;* un très grand nombre de racines de dicotylédones : *Rumex acetosa*, 1′, 1″, XXII ; *Brassica napus ; Cichorium Intybus*, etc., etc.). La vie de l'assise phellogène est parfois très longue, mais elle se trouve souvent aussi limitée à une année, et, si la tige est persistante, il se forme alors chaque année et de plus en plus profondément une nouvelle couche génératrice qui, lorsque le premier suber aura pris naissance dans le péricycle, se trouvera forcément, dès la seconde année, dans le liber (*Vitis vinifera*, 3,3′ XIII, *Juniperus communis*, fig. 34). Nous reviendrons sur ces faits en parlant de la tige. Le suber amène toujours la mort des parties qui lui sont extérieures ; celles-ci tombent parfois immédiatement, ailleurs elles persistent plus ou moins longtemps, (Voy. Rhytidome).

Les cellules subéreuses sont toujours polyédriques et affectent communément les formes de prismes droits à 4 ou 6 faces : la première forme est plus fréquente que la seconde. Les faces peuvent être égales (*Nerium oleander*, 5, VII) ou inégales ; dans ce dernier cas, les cellules deviennent tabulaires (Chêne, *s*, 16, IX). La forme varie dans une certaine mesure pendant le courant d'une période végétative : les cellules nées dans la saison humide sont larges, celles qui se développent plus tard sont d'autant plus

aplaties que leur apparition coïncide avec une époque plus sèche : le liège fort épais du *Strychnos potatorum* est ainsi divisé en couches comparables à celles du bois. Elles peuvent avoir des parois minces (Nerium, Sambucus, *s*, 1, 1′, XII) ou des parois épaisses (chêne, *Cytisus laburnum*, 6, 6′, VII) et même devenir scléreuses (*Strychnos nux-vomica*, *s. sc*, 13, VII ; *Philadelphus coronarius*, *s.sc*, 7, VII). Le liège peut être entièrement formé par des

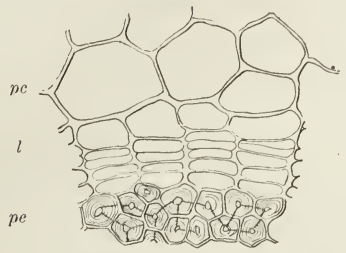


Fig. 33. — Formation du liège dans l'endoderme du *Rubus fruticosus* (d'après Dippel) *pc*, parenchyme cortical ; *l*, liège ; *pe*, péricyclique.

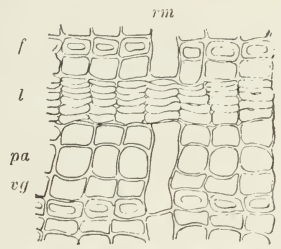


Fig. 34. — Formation du liège dans l'épaisseur du liber chez le *Juniperus communis* (d'après Dippel). *rm*, rayon médullaire ; *f*, fibres libériennes ; *vg*, vaisseaux cribreux ; *pa*, parenchyme libérien ; *l*, liège.

cellules à parois minces (sureau, Nerium), ou entièrement par des cellules à parois épaisses (*Cytisus laburnum*, houx, oranger), ou par une combinaison des deux espèces (vomiquier, seringat, bouleau, chêne-liège) en quantités variables, disposées en alternance régulière (Philadelphus) ou sans ordre (vomiquier). Quelques botanistes réservent le nom de *périderme* aux lames des cellules épaisses qui se produisent au milieu du tissu mou, mais ce mot a été employé aussi pour désigner l'ensemble des formations subéreuses ; son usage peut donc donner lieu à des confusions regrettables.

Les cellules subéreuses jeunes contiennent un protoplasma nucléé et peuvent être le siège de phénomènes physiologiques assez intenses : témoin le dépôt d'oxalate de chaux que l'on rencontre dans quelques-unes d'entre elles (13, VII, *ox*) ou celui de substances brunes résineuses (Pirus, Castanea). Généralement, elles meurent de bonne heure et se présentent remplies d'air. Nous avons énuméré les propriétés de la paroi à la page 75.

Le liège sera étudié sur des coupes longitudinales et transversales des parties des végétaux cités ; on le reconnaîtra à sa situation le plus souvent externe, à la disposition en files de ses éléments, à leur coloration un peu variable : brune ou jaune verdâtre (Cytisus), mais tranchant toujours sur celle des éléments voisins, enfin à leur affinité pour la fuchsine qui les teint en brun rougeâtre.

APPAREIL D'ABSORPTION.

Le végétal puise ses aliments, sauf une partie du carbone, dans le sol où il les trouve à l'état de solution. Leur absorption est nettement localisée dans les jeunes racines et dans la partie blanche de celles-ci comprise entre la pointe occupée par la pilorhize et la portion brune recouverte par la membrane épidermoïdale. Cette partie est caractérisée par la présence à sa surface d'une membrane spécialisée qui constitue à elle seule l'appareil d'absorption.

Dans son état le plus simple (Ranunculus, *ma*, 10, VII; ficaire; safran; *Cicuta virosa; Abies pectinata;* Monotropa) l'appareil est formé par une assise de cellules toutes semblables, généralement de petit diamètre, à parois minces non cuticularisées, étirées dans le sens de la longueur de l'organe, polyédriques vers l'intérieur, arrondies vers l'extérieur, parfois même assez bombées pour paraître faiblement unies entre elles (*Ruscus aculeatus*, *ma*, 8, VII).

L'absorption pouvant être considérée surtout comme un phénomène d'osmose, plus la surface de l'appareil sera développée, plus le phénomène gagnera en intensité. L'augmentation de surface se produit ici par l'élongation vers l'extérieur de la partie médiane d'un plus ou moins grand nombre de cellules pour former soit des papilles (*Ruscus aculeatus*, *ma*, 8, VII; asperge, 10, VII; valériane officinale, 3′, XXI, *ep.*), soit, le perfectionnement s'accentuant, des poils unicellulaires droits (*Atriplex hastata*, 9, VII; pl. XIX, *ep* : 5, *Lychnis githago;* 6, *Hemerocallis japonica;* 7, *Asplenium striatum;* 8, *Selaginella denticulata*) ou ramifiés (*Saxifraga sarmentosa*, *Anemone apennina*, *Brassica rapa*), soit des poils pluricellulaires (Broméliacées).

La durée de cet appareil est courte, il tombe faisant place à l'extérieur à la membrane épidermoïdale (*dep*, asperge, 1′,XX). Il subérifie parfois ses parois avant de mourir; il persiste alors plus longtemps à la surface, mais il joue après cette transformation le rôle protecteur.

L'appareil d'absorption est connu sous les deux noms d'*épiderme de la racine* et d'*assise pilifère*. Ces dénominations ont chacune leurs partisans qui s'appuient, pour les soutenir, sur l'origine de la membrane. Il me semble que l'on pourrait trouver un terrain neutre en se fondant sur le rôle physiologique, reconnu de tous, de ce tissu et en le nommant : *membrane absorbante*, ce qui ne préjuge en rien de son origine et n'oblige pas à retenir qu'il existe des membranes pilifères dépourvues de poils.

Nous avons indiqué le point où l'on rencontre l'appareil d'absorption ; on

l'étudiera sur des coupes transversales et longitudinales de jeunes racines. Si l'on ne veut pas se borner à en constater simplement l'existence, on agira sur des radicelles ayant séjourné plusieurs jours dans l'alcool à 90° : cette macération préalable communiquera aux tissus une consistance plus favorable. Les coupes seront jetées dans l'alcool à 90° et les meilleures seront montées dans la glycérine acétique. Ce procédé donnera, entre des mains délicates, des préparations remarquables.

Pour être moins incomplet, il est bon de faire remarquer que l'absorption peut se faire par tout épiderme non cuticularisé. C'est ainsi que l'épiderme de la tige et de la feuille de beaucoup d'aquatiques submergées est absorbant, que les cotylédons des graines à albumen peuvent faire passer dans leur intérieur les matières nutritives de cette réserve, que l'embryon dépourvu de suspenseur absorbe par toute sa surface.

APPAREIL DE LA CIRCULATION DES SÈVES.

Il existe chez les végétaux deux liquides chargés de principes nutritifs : les *sèves* qui toutes les deux cheminent dans la plante. L'une, constituée, par le liquide absorbé par les radicelles, est peu chargée de substances ; elle s'éloigne de la racine en marchant de bas en haut pour gagner les feuilles. On la distingue par le nom de *sève aqueuse ou ascendante*. La seconde n'est autre chose que la première qui s'est enrichie dans son parcours de la plante de tous les matériaux solubles qu'elle a rencontrés et s'est concentrée dans la feuille par la transpiration, en même temps qu'elle s'y chargeait des produits créés par l'appareil chlorophyllien ; partant des feuilles, elle se rend dans toutes les parties du végétal qui ont besoin de nourriture : c'est la *sève élaborée*.

Ces deux liquides se localisent dans des files de cellules généralement allongées et cylindriques appelées *vaisseaux*. Lorsque la vie du végétal est peu active, les cavités des cellules surperposées restent indépendantes, séparées totalement par la paroi mitoyenne, et la sève, pour passer d'une cellule à l'autre, doit subir l'osmose, ce qui en retarde considérablement la progression ; aussi, les vaisseaux de cette catégorie sont-ils appelés *imparfaits*. Lorsque l'activité vitale est plus développée, ces parois communes disparaissent totalement ou partiellement et la sève, ne rencontrant plus d'obstacles, chemine rapidement : les vaisseaux sont alors *parfaits*.

Les vaisseaux, éléments essentiels de la circulation, se rencontrent rarement isolés (bois primaire de la racine). Ils sont presque toujours accompagnés de tissus accessoires : de soutien, de réserve, etc. Ces assemblages constituent l'appareil conducteur des sèves, mais l'adaptation des éléments

à la conduite de l'un ou l'autre liquide leur communique des apparences notoirement distinctes, bien que l'analogie la plus complète ne cesse d'exister un seul instant. Les anciens botanistes, qui ne professaient pas nos idées, avaient été tellement frappés par ces différences qu'ils avaient distingué par le nom de *bois* notre appareil conducteur de la sève aqueuse et par celui de *liber* notre appareil conducteur de la sève élaborée. Nous emploierons dorénavant ces deux mots plus commodes dans la pratique. Nous étudierons séparément le bois et le liber qui, du reste, ne sont jamais confondus dans la nature, quoiqu'ils se trouvent le plus souvent en contact direct. Avant de quitter les généralités, nous croyons bon de réunir dans un tableau méthodique tous les éléments qui entrent dans la constitution de l'appareil conducteur, en plaçant en regard ceux qui se correspondent dans le bois et le liber afin de rendre l'analogie plus saisissante.

APPAREIL CONDUCTEUR	DE LA SÈVE AQUEUSE OU BOIS		DE LA SÈVE ÉLABORÉE OU LIBER	
TISSU FONDAMENTAL	Vaisseaux imparfaits.	V. spiralés et autres formes.	Vaisseaux imparfaits...	cellules grillagées.
	Vaisseaux parfaits...	V. annelés, réticulés, rayés, scalariformes, ponctués.	Vaisseaux parfaits...	V. cribreux.
TISSUS ACCESSOIRES — de soutien.....	Fibres ligneuses...	simples, cloisonnées.	Fibres libériennes...	simples, cloisonnées.
	Sclérenchyme ligneux.		Sclérenchyme libérien.	
de réserve.....	Parenchyme ligneux.		Parenchyme libérien.	
glandulaire.....	Canaux sécréteurs.		Canaux sécréteurs	
	Laticifères.		Laticifères.	
			Glandes.	

Le bois et le liber ne comprennent pas toujours ces quatre tissus ; ils peuvent être formés par un seul d'entre eux qui sera forcément le tissu fondamental ; celui-ci peut s'associer un ou plusieurs des tissus accessoires et prendre des quantités variables de chacun d'eux. En définitive, les combinaisons les plus diverses pourront s'effectuer et l'appareil conducteur se présentera avec des faciès très différents ; tous les intermédiaires se rencontreront entre ces deux extrêmes : l'un qui s'observe chez les végétaux tuberculeux, où le bois et le liber formés entièrement de vaisseaux et de parenchyme sont mous et sans consistance, l'autre, qui est propre aux végé-

taux ligneux, où ces mêmes appareils très riches en fibres et en sclérenchyme, pauvres en vaisseaux et en parenchyme, sont durs et extraordinairement résistants. Nous reviendrons prochainement sur ces faits en indiquant les végétaux favorables pour leur constatation.

Bois. — Les *vaisseaux* du bois sont souvent formés par la superposition de cellules cylindriques dont les parois longitudinales sont épaissies, et comme le plus souvent tous les éléments de la même file présentent des marques semblables, on s'est fondé sur ce fait pour distinguer les vaisseaux du bois en *vaisseaux spiralés*, *annelés*, *spiro-annelés*, *réticulés*, *rayés*, *scalariformes et ponctués*. Les combinaisons de cellules dissemblables sont en effet peu communes et encore se produisent-elles toujours entre formes voisines : entre des cellules spiralées et spiro-annelées, des cellules réticulées et rayées, par exemple.

La partie de la paroi qui forme la base de ces cellules et par laquelle se fait l'union, est tantôt perpendiculaire à la direction du vaisseau, tantôt inclinée sur elle. Lorsque l'angle ainsi formé est considérable, l'épaississement gagne la paroi inclinée qui présente alors les mêmes sculptures que la paroi longitudinale, et le vaisseau reste le plus souvent imparfait. Lorsqu'il en est autrement, l'épaississement ne se fait sentir qu'à la périphérie où il se développe un bourrelet circulaire (*b*, 3, V), qui, demeurant après la disparition de la partie centrale de la membrane lorsqu'il y a formation d'un vaisseau parfait, marque encore les limites des éléments confluents.

Les vaisseaux spiralés portent encore le nom de *trachées* parce qu'ils rappellent l'appareil respiratoire des insectes. Ces vaisseaux sont les plus constants de tous, on les rencontre dans tous les organes, où ils apparaissent de très bonne heure. La formation de la spire étant hâtive, cet épaississement se sépare totalement de la lamelle mitoyenne et flotte librement, à la suite, dans la cavité de la cellule chaque fois que l'élément subit un accroissement tardif, accroissement auquel il ne peut se prêter en raison de sa résistance. Ce fait s'observe surtout dans les tiges à longs entre-nœuds. Comme le fil spiralé détaché se redresse sous le moindre effort, on a qualifié de *déroulables* ces trachées à spire libre. Les épaississements annelés se détachent aussi facilement.

Les ponctuations des vaisseaux rayés, scalariformes et ponctués sont souvent aréolées.

Les trachées, les vaisseaux des cryptogames vasculaires et des gymnospermes sont toujours imparfaits. Les exemples de vaisseaux imparfaits ne sont pas rares non plus chez les mono- et dicotylédons. Toutes les variétés de vaisseaux présentent des formes parfaites et imparfaites.

Les vaisseaux du bois se lignifient très rapidement, aussi fixent-ils la

fuchsine dès leur formation. Ils perdent leur protoplasma et leur noyau de très bonne heure ; à partir de ce moment, ils ne jouent plus qu'un rôle mécanique ; jeunes, ils sont remplis de sève aqueuse; plus tard, lorsque la saison sèche s'avance, de nombreuses bulles de gaz se mêlent à la sève ; à un certain moment ils peuvent ne renfermer que des gaz.

Les vaisseaux du bois seront surtout étudiés sur des coupes longitudinales de pétioles, de tiges ou de racine ; on les recherchera aussi sur des coupes transversales où on les reconnaîtra facilement à l'ampleur de leur diamètre (*vb*, X, 2-3-4). Presque tous les végétaux terrestres pourront fournir de bons résultats. Pour éviter tout échec, nous conseillons de rechercher les vaisseaux spiralés dans de jeunes tiges de mercuriale, de bégonia, de livèche, d'angélique, dans le pétiole de l'*Aralia spinosa* (*t*, 6, V ; ce dernier exemple fournit des modèles de différentes trachées à une ou deux spiricules, etc.) ; les tiges des Graminées, surtout celles des *Phragmites vulgaris*, *Saccharum officinarum* (5, V), maïs, riz, blé, *Arundo donax*, les tiges des *Balsamina hortensis* et des *Equisetum*, présentent des vaisseaux annelés et accidentellement des vaisseaux spiro-annelés. Le pétiole de l'*Aralia spinosa* (*sp. a*, 6, V) présente aussi des vaisseaux spiro-annelés. Les tiges de bryone montreront des vaisseaux réticulés (7, V) ; le pétiole de l'Aralia des vaisseaux rayés (*r*, 6, V) ; la tige des Vitis (4, V) et Ampelopsis, le rhizome du *Pteris aquilina* des vaisseaux scalariformes ; les tiges de *Periploca græca*, de *Malva sylvestris* (3, V) du robinier (8, 8′, V), des Pomacées, la racine de mercuriale, des vaisseaux ponctués.

Lorsque les vaisseaux âgés remplis de gaz sont bordés par des cellules parenchymateuses, on voit souvent celles-ci envoyer, à travers les ponctuations, des prolongements dans le conduit vide. Ces prolongements se développent là librement, s'y cloisonnent et finalement donnent naissance à un tissu qui ne tarde pas à obstruer complètement la cavité. Ces formations nommées *thylles* se rencontrent dans presque tous les vaisseaux des vieilles tiges de vigne ou de robinier (8, 8′, V, *th.*). On les étudiera sur des coupes transversales et longitudinales faites dans le bois de tiges ayant au moins la grosseur du doigt.

Les *fibres ligneuses* ont presque toujours des sections polygonales (*fb*, 8, V) ; leurs parois sont plus ou moins épaissies selon le végétal, l'âge de la partie considérée et aussi le moment de leur formation ; leur longueur est variable, toujours moins considérable dans la racine que dans la tige ; presque toujours lignifiées et de couleur sombre, elles échappent dans quelques cas à la lignification et tranchent alors par leur aspect brillant sur tous les autres éléments du bois. Les anciens botanistes trompés par cette apparence regardaient ces éléments à parois de cellulose comme des fibres

libériennes égarées au milieu du bois. Les tiges des Medicago, Ulex, Quercus et Loranthus présentent un certain nombre de ces fibres non lignifiées; on les recherchera sur des coupes transversales qui fournissent à l'observation un plus grand nombre d'éléments que les coupes longitudinales.

La cavité des fibres ligneuses, simple le plus souvent, se partage parfois par formation d'un certain nombre de fines cloisons parallèles qui transforment la fibre en une véritable file de cellules. Ces éléments appelés *fibres cloisonnées* pourront être observés sur des coupes longitudinales de bois de tiges de chêne, de vigne, de lierre, de platane, de marronnier, de racine de grenadier (*fbc*, 3′, X).

Le *parenchyme ligneux* est presque toujours formé par des cellules polyédriques un peu allongées (*pb*, 2, 2′, X). Dans les tubercules, dans le bois primaire des dicotylédones, dans les racines molles (guimauve; patience, 4, 4' X, *pb*), le parenchyme ligneux a généralement des parois minces et molles et sert de réservoir à l'amidon. Dans les parties résistantes ce parenchyme épaissit ses parois autant que les fibres voisines (*pb*, 3, 3′, X) : il devient alors le *sclérenchyme ligneux* qui concourt avec les fibres au soutien de la plante.

Les éléments sécréteurs, toujours rares dans le bois, n'y revêtent que les deux formes de canaux résineux (tige de Pinus : 3, 3′, 3″, XII, Larix, Dryobalanops, liquidambar), et de laticifères (papayer). Nous reviendrons sur ce sujet.

Tout massif d'éléments ligneux constitue un *faisceau ligneux* et celui-ci est toujours reconnaissable à la présence des vaisseaux caractéristiques du bois dans son intérieur. Ces faisceaux ligneux peuvent être entièrement formés de vaisseaux : telle est la constitution du bois primaire de la racine de tous les végétaux, mais on en cherchera des exemples surtout chez les cryptogames vasculaires et les monocotylédones à racines aquatiques, car là ces faisceaux sont ordinairement bien distincts des éléments voisins (*Philodendron pertusum*, B, 1, 1′, X); généralement, ils sont plus complexes : ainsi les faisceaux ligneux seront constitués 1° par des vaisseaux et du parenchyme à parois minces, dans le bois primaire de la tige des dicotylédones (*Calendula officinalis*, 1, 1′, XI, *b*), les faisceaux de la tige des Fougères (*Pteris aquilina*, 2, 2′, X), la tige d'asperge (*pl*, *t*, *vp*, 4, XV); 2° par des vaisseaux et du parenchyme scléreux dans la tige de beaucoup de monocotylédones (Ruscus, 3′, 3″, XV) ; 3° par des vaisseaux et des fibres, dans les tiges des Drimys, Mahonia et Berberis, racine de gayac (fig. 35); 4° par un mélange de vaisseaux, fibres et parenchyme dans lequel ce dernier prédomine, chez beaucoup de racines, par exemple celles des Rumex (4, 4′, X), Daucus, Althæa; 5° par un mélange de vaisseaux, fibres et parenchyme, dans lequel le parenchyme, moins développé que précédemment,

forme encore des massifs assez notables dans la racine et la tige du turbith, le bois de la tige des Urtica, celui de la tige des Légumineuses (fig. 36, *Hematoxylon campechianum*); 6° par un mélange de vaisseaux, fibres et

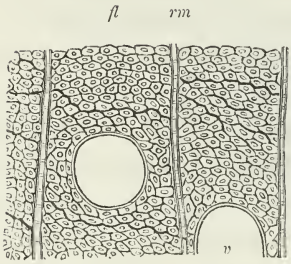


Fig. 35. — Bois de gayac. *v*, vaisseau ; *fl*, fibres ligneuses ; *rm*, rayons médullaires (d'après de Lanessan).

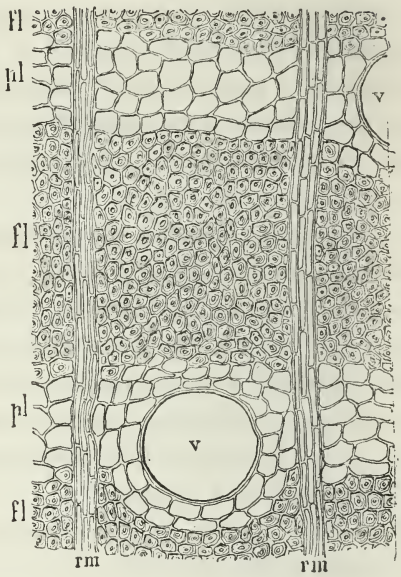


Fig. 36. — *Hematoxylon campechianum*. Coupe transversale dans le bois ; *rm* rayons médullaires ; *fl*, fibres ligneuses ; *pl*, parenchyme ligneux ; *v*, vaisseaux (d'après de Lanessan).

parenchyme dans lequel les fibres dominent de beaucoup ; les cellules parenchymateuses se trouvent alors, le plus souvent, dans le voisinage des vaisseaux : la racine de grenadier (3, 3′, X), les tiges des Pomacées, de la douce-amère, de l'*Eucalyptus globulus*, du *Periploca græca*, de la vigne nous en fournissent des exemples.

Les débutants devront se familiariser avec les différents aspects du bois et ils étudieront au moins un exemple de chaque variété. Pour cela, ils pratiqueront des coupes transversales et longitudinales dans les végétaux cités ; ils coloreront quelques préparations par la fuchsine ammoniacale qui, en teintant de rouge les éléments lignifiés, indiquera la position du bois ; ils rechercheront ensuite les mêmes éléments avec leur aspect naturel dans des coupes montées tout simplement dans la glycérine acétique.

Liber. — Les *vaisseaux du liber* ont presque toujours, contrairement à ce que l'on observe pour les vaisseaux du bois, des parois longitudinales minces, des parois transversales épaisses. Les parties épaissies sont toujours ponctuées. Les parois transversales peuvent être perpendiculaires à la direction du vaisseau (9′, V, bryone) : elles sont alors régulièrement

épaissies, ou inclinées plus ou moins sur elle (10″, V, vigne); l'épaississement est souvent, dans ce cas, discontinu (tilleuls, mauves) : la paroi présente, en effet, plusieurs petites plaques ponctuées nettement séparées par des parties minces.

Les parois longitudinales peuvent montrer aussi des ponctuations, mais le fait, assez rare, ne se produit que lorsque deux vaisseaux cheminant parallèlement, et se trouvant accolés, doivent entrer en communication directe ; ces parois portent alors de petites plaques isolées comme le montre la figure 37, prise sur le *Larix europæa*.

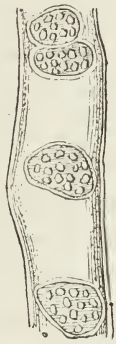


Fig. 37. — Portion d'un vaisseau cribreux du *Larix europæa* portant de petites plaques grillagées sur sa paroi latérale (d'après Dippel).

Lorsque le vaisseau est imparfait, la lamelle mitoyenne persistante simule assez bien, au fond des ponctuations, un vitrage sur lequel seraient appliqués des barreaux entre-croisés, d'où le nom de *cellules grillagées* que portent ses éléments. Lorsque les vaisseaux deviennent parfaits par la disparition de cette lamelle, le fond perforé des cellules qui le composent peut être comparé plus justement à un crible, d'où les noms de *vaisseaux cribreux ou cribleux* qui leur a été donné pour les distinguer des précédents.

Les vaisseaux libériens sont presque toujours imparfaits chez les cryptogames ; les *Equisetum arvense* et *Osmunda regalis* font exception. Chez les phanérogames ils sont parfaits en été, imparfaits en hiver, car ils présentent, aussi longtemps qu'ils sont vivants, ce phénomène singulier d'oblitérer, au commencement de la mauvaise saison, leurs canalicules de communication par une substance gélatineuse, dite *calleuse*, qui provient de l'altération, suivie de gonflement, des parties épaissies de la paroi voisines des perforations. Au printemps, lorsque la végétation recommence, cette substance se contracte et les canalicules se rouvrent. La vigne se prête fort bien à la constatation de ces faits, mais il faudra, bien entendu, en récolter des rameaux en été et en hiver; la provision sera conservée dans l'alcool à 90°. En V, 10″ sont représentées des coupes longitudinales de vaisseaux

grillagés de vigne pris en juin; en 10 et 10′ les mêmes vaisseaux sont reproduits tels qu'on peut les observer en décembre : *ca* est le calus.

Les vaisseaux libériens vivent souvent plusieurs années, comme le prouve la persistance dans leur intérieur d'un protoplasma nucléé. Les masses protoplasmiques des éléments des vaisseaux parfaits se mettent, pendant l'été, en relation intime à travers les pores du crible (9′, V, bryone), formant ainsi un symplaste. L'observation de ce fait est facilitée 1° par l'action de l'alcool qui contracte l'utricule primordiale et donne de la rigidité aux filaments connectifs (on opérera sur des fragments de végétaux ayant séjourné plusieurs jours dans l'alcool à 90°), 2° en traitant les coupes soit par l'iode, soit par l'éosine ou le carminate d'ammoniaque qui, en colorant le protoplasma en brun ou en rouge, mettront en pleine lumière ses filaments déliés. Les vaisseaux cribreux des gymnospermes semblent mourir l'année même de leur formation, car, une fois ouverts, ils ne se referment jamais.

La paroi des vaisseaux libériens est toujours constituée par de la cellulose et ne se colore point par la fuchsine. La *substance du calus* est d'une autre nature, car on peut nettement la distinguer de la partie cellulosique de la paroi en employant les colorants et les réactifs suivants : elle ne se colore ni par l'iode, ni par le chloro-iodure de zinc et ne se dissout pas dans le liquide cupro-ammoniacal; la solution d'iode dans l'iodure de potassium la colore en jaune et, si l'on vient alors à ajouter du chloro-iodure de zinc, la teinte passe au rouge-brun. L'acide rosolique additionné d'ammoniaque ou d'un peu de carbonate de soude communique au cal une belle coloration rouge. Si l'on traite une coupe par la solution aqueuse de bleu d'aniline et qu'on la lave dans l'eau, le miscroscope montre le protoplasma coloré en bleu-violet, les noyaux en indigo foncé, les membranes cellulosiques en bleu et les plaques calleuses en azur ; si l'on monte ces préparations dans la glycérine, le protoplasma se décolorant après quelques jours, le cal et les noyaux deviennent fort évidents.

Les vaisseaux du liber détachent souvent pendant leur formation de petits segments latéraux, formant autour d'eux autant de cellules parenchymateuses: ce sont les *cellules annexes* ou *compagnes*. On les observera, en même temps que les vaisseaux cribreux, sur les tiges de vigne ou des Cucurbitacées.

Le contour des *fibres libériennes* est plus souvent polygonal qu'arrondi ; la longueur de ces éléments est très variable, leur terminaison presque toujours conique (13, II). L'épaisseur de la paroi est plus ou moins considérable ; dans quelques cas, elle est tellement accentuée que la cavité se trouve presque entièrement comblée. Cette paroi est toujours, dans la jeunesse, constituée par de la cellulose, ce qui la rend brillante et réfractaire à l'absorption de la fuchsine ; on la voit, parfois, se lignifier avec l'âge,

mais rarement d'une façon intense. La cavité des fibres est presque toujours simple ; on connaît des exemples de fibres libériennes cloisonnées (vigne, cactus).

Le *parenchyme libérien* est toujours formé par des cellules polyédriques, un peu allongées ; les parois de ses éléments sont minces et constituées par de la cellulose. Il peut renfermer de l'amidon, du tanin, de la chlorophylle (vieilles écorces, gui), des cristaux, etc., etc.

Les *cellules scléreuses libériennes* ne présentent rien de particulier ; elles proviennent de la transformation de cellules parenchymateuses et sont plus communes dans les vieilles écorces des dicotylédones que partout ailleurs. On les rencontre tantôt isolées, tantôt par groupes plus ou moins volumineux : le chêne (*c. scl*, 16, X), le *Viburnum lantana*, les Magnoliacées, les Cannellacées, en fourniront des exemples.

Le liber, contrairement au bois, contient souvent des organes glandulaires : laticifères (Morées, etc.), canaux résineux (Térébinthacées, etc.), glandes unicellulaires (Laurinées, Magnoliacées). Nous entrerons bientôt (Voy. Appareil glandulaire) dans plus de détails sur cette partie du sujet.

Le mode d'étude du liber sera celui que nous avons indiqué pour le bois, car l'un et l'autre se présentent avec la même variété d'aspects. Le *faisceau libérien* est entièrement formé de vaisseaux dans la racine à l'âge primaire (*Philodendron pertusum*, X : 1, L ; 1″, *vc* ; racines des monocotylédones et cryptogames) ; il ne comprend que des vaisseaux et du parenchyme chez les Begonia, Ribes, Abiétinées, Cucurbita, *Phytolacca dioïca ;* des vaisseaux, du parenchyme et des fibres, ces dernières en quantité croissante suivant l'ordre d'énumération des exemples : dans les tiges du polypode de chêne (2, 2′, X, *fl*,), des fougères, du cornouiller blanc, la racine de guimauve (5, 5′, X), les tiges des Taxinées, (7, III), des Pomacées, de l'orme champêtre, du *Sophora japonica*, de la vigne (1′, 2′ 3′, XIII), des Tiliacées, des Malvacées ; la complexité la plus grande sera présentée par le liber des tiges des Drymis, et des Magnoliacées d'une façon générale, qui montrent des vaisseaux, du parenchyme, des fibres, des cellules scléreuses et des éléments glandulaires.

Je ne puis aller plus loin. J'ai signalé tous les éléments du liber, leurs modes de groupement ; je laisse à la pratique le soin de faire le reste.

Terminons en indiquant un dernier sujet d'observations. Les faisceaux libériens et ligneux peuvent être complètement indépendants ; le cas est rare et caractéristique de la racine à l'âge primaire ; là, en effet, ils alternent, séparés par des lames de tissu conjonctif (X, B, L ; les figures des planches XIX et XX) ; dans presque tous les autres cas ils sont accolés et à l'état de *faisceaux libéro-ligneux*. L'assemblage se fait de plusieurs façons différentes ; de là, la distinction des FAISCEAUX LIBÉRO-LIGNEUX en : COLLA-

TÉRAUX, dans lesquels les deux massifs conducteurs se touchent par une seule face (1, XI : pétiole de la *Balsamita suaveolens*, faisceaux foliaires et caulinaires de la plupart des phanérogames : pl. XI, XII, XIII, XXV) ; BICOLLATÉRAUX, dans lesquels le bois est flanqué de liber sur deux faces diamétralement opposées : feuille de *Nicotiana tabacum* (2, XII), rhizomes des *Marsilia quadrifolia* 1, 1′, XVII), polypode de chêne (2, X), tous les faisceaux primaires de la tige et de la feuille des dicotylédones citées en 5°, parmi les végétaux à tige anormale ; CONCENTRIQUES, dans lesquels l'un ou l'autre appareil disposé en anneau enveloppe totalement l'autre ; il y aura donc deux cas à distinguer : 1° celui où le liber entoure un massif central de bois : rhizome du *Pteris aquilina* (4, 4′, XVII), tige de sélaginelles (6, XVIII), pétiole de cochléaria (3, XI) ; 2° celui où le liber occupe le centre et le bois la périphérie : rhizomes d'*Acorus calamus*, des Cyperus, partie centrale des rhizomes d'iris, faisceaux médullaires du *Phytolacca dioïca* (2′, XIV), des rhubarbes, axe d'inflorescence du ricin. Des coupes longitudinales et transversales pratiquées dans les végétaux signalés permettront d'observer sans peine les divers modes d'association du bois au liber.

APPAREIL DE LA CIRCULATION DES GAZ OU AÉRIFÈRE

Cet appareil a pour objet de porter à la cellule l'oxygène qui lui est nécessaire, et en même temps de reconduire à l'extérieur l'acide carbonique qu'elle rejette. On pourrait l'appeler *appareil respiratoire*, mais il fournit aussi aux cellules chlorophylliennes l'acide carbonique qu'elles décomposent ; de là, la nécessité d'une dénomination moins précise.

Il se compose d'espaces intercellulaires, remplis de gaz, qui s'étendent dans toutes les parties de la plante. Ces espaces communiquent tous entre eux et constituent à l'intérieur un appareil de forme indescriptible qui se met en relation avec l'extérieur par des orifices nombreux, les ostioles des stomates surtout, percés dans dans l'appareil tégumentaire.

L'appareil aérifère présente à étudier.....
- dans la masse du végétal....
  - 1° les méats aérifères, les chambres aérifères, les canaux aérifères.
  - 2° les lacunes aérifères.
- à l'extérieur....
  - 1° sur l'épiderme, dans l'état jeune de la plante : } les stomates.
  - 2° sur le liège, après la chute de l'épiderme : } les lenticelles.

Les espaces intercellulaires se forment dans les tissus de cloisonnement

par une dissociation partielle de ces tissus, causée par la rupture des lamelles mitoyennes sous l'effort des tractions dues au développement inégal des cellules voisines. La séparation se fait ordinairement dans les angles, points où convergent trois cellules au moins, beaucoup plus rarement sur les faces latérales. C'est pourtant selon le second mode que prennent naissance les ostioles des stomates (fig. 41); nous en avons déjà vu un autre exemple chez les cellules chlorophylliennes de la feuille des Pins, dans ces points de la paroi qui font vis-à-vis aux plissements internes (*m*, 14, II).

Les espaces intercellulaires des tissus mixtes (champignons, 7, IV) se forment à l'origine par la juxtaposition imparfaite des éléments. Enfin, les *lacunes* se distinguent nettement, par leur formation, des méats, chambres et canaux : elles apparaissent à la suite de la désorganisation complète de certains tissus dont elles occupent la place.

C'est sur la capacité des espaces intercellulaires qu'est fondée la distinction en méats, chambres et canaux. Les *méats* sont peu larges ; les plus petits sont capillaires (13, IV), les plus grands peuvent atteindre plus de la moitié de la taille des cellules qui les bordent (*m*, 9, IV) ; leur forme et leur taille varient avec le nombre et la forme des cellules qui les entourent : plus le nombre de ces cellules est élevé, plus le méat est grand ; plus elles se rapprochent de la forme sphérique, plus son diamètre est considérable. Lorsque la taille du méat dépasse celle des cellules, il devient une *chambre;* le volume des chambres est aussi variable et il dépend des mêmes causes que celui des méats. Tous les deux se rencontrent dans les mêmes parties de la plante ; la moelle des dicotylédones (Caprifoliaciées, Pomacées, etc.) fournira de beaux exemples de méats ; le tissu caverneux des feuilles (2, 3, 5, XXV), les feuilles de *Yucca gloriosa* (*ch*, *a* ; 9, IV) et, d'une façon générale, les parties vertes des plantes, sont riches en chambres. Tous deux sont faciles à reconnaître sur des coupes transversales, surtout si l'on a soin de ne pas chasser l'air qui les remplit, car celui-ci se présente sous forme de bulles noirâtres, révélatrices. Les méats sont difficiles à distinguer sur les coupes longitudinales minces : on devra, pour les apercevoir, pratiquer des coupes un peu épaisses dans lesquelles ils seront indiqués par des traînées noirâtres, formées par le gaz qu'ils contiennent. On peut, par ce procédé, les voir s'avancer jusqu'au contact des points végétatifs.

Les *canaux aérifères* sont propres aux aquatiques dont les parties submergées, auxquelles l'oxygène est aussi nécessaire qu'aux parties aériennes, ne peuvent recevoir ce gaz en quantité suffisante que par l'intermédiaire des portions toujours émergées qui portent seules des stomates. La distance est quelquefois énorme ; aussi, pour que le transport se fasse facilement et rapidement, les espaces aérifères se développent là considérablement en

largeur et en longueur, formant des conduits qui parcourent la plante de haut en bas en suivant une marche parallèle à celle des faisceaux libéro-ligneux. Ces canaux aérifères (IV, *ca* : 10, 10′, tige du *Butomus umbellatus* ; 11, pétiole du *Menyanthes trifoliata*, sont, la plupart du temps, assez volumineux pour être perçus à l'œil nu. Ils sont souvent séparés simplement les uns des autres par une seule assise de cellules (les exemples précédents ; *ca* : 1, 1′, XVII ; 4′, XVI′), mais il peut en être autrement (certains canaux de la tige de l'Elodea, 5, XVI).

Chez les dicotylédones aquatiques, le *Calla palustris*, ces canaux s'étendent sans interruption sur toute l'étendue de la plante ; chez la plupart des monocotylédones et des cryptogames ils sont interrompus çà et là par de petits planchers constitués par des cellules disposées sur un seul plan (*dia:* 10, 10′, IV ; 4′, XVI). Les éléments de ces planchers, reconnaissables à leur petitesse et parfois aussi à la présence de chlorophylle dans leur cavité, présentent, à chaque angle, un petit méat (*m*, 10, IV), ce qui transforme ces planchers en *diaphragmes* au travers desquels le passage des gaz, d'un compartiment dans l'autre, s'opère facilement. Le rôle de ces planchers est de tenir béants les canaux aérifères.

Dans quelques plantes les canaux aérifères s'adjoignent des organes de soutien, des cellules scléreuses qui proviennent de la transformation de certains éléments de leurs parois. Ces cellules, généralement rameuses, s'avancent dans la cavité des canaux voisins, à la façon des poils. Bien que ces organismes ne dérivent point de l'épiderme, on les désigne généralement sous le nom de *poils internes ;* il serait préférable d'adopter le mot d'*idioblastes*, créé par Sachs, qui a l'avantage de ne pas se prêter à une fausse interprétation. Quoi qu'il en soit, on en cherchera des exemples chez les Nymphéacées et les Aroïdées-Monstérinées; les exemples classiques sont fournis par les pétioles du *Nuphar advenum* (où les cellules sont rameuses à la façon d'un bois de cerf), et du *Monstera deliciosa* (où les sclérites ont la forme d'un H).

Les canaux aérifères peuvent s'observer sur des coupes transversales et longitudinales de toutes les parties (racine, tige et feuilles) des plantes aquatiques submergées partiellement ou totalement ; nos figures 7 et 9 de la planche XXV prises sur le *Zostera marina* et le Potamogeton montrent qu'il peut même en exister dans le limbe des feuilles. Les sujets d'études ne manqueront pas ; on les observera sur des coupes un peu épaisses.

Il y a lieu de distinguer, en se fondant sur leur mode de formation, deux variétés de *lacunes :* les unes, caractéristiques des aquatiques, désignées par le nom de *lacunes par résorption*, résultent de la disparition rapide et totale du tout ou de la majeure partie des éléments ligneux de ces végétaux (*la :* 1, V, feuille d'*Acorus calamus ; br* : XVI, 4 , tige de *Potamogeton*

natans, 5, tige d'Elodea ; *lc*, 1′,1″, XVIII, lacunes essentielles ou carénales des tiges d'Equisetum) ; les secondes, *lacunes par dilacération*, se forment par le déchirement de tissus morts ou à nutrition peu active sous l'effort des tissus voisins se développant d'une façon assez intense pour se trouver gênés dans leur accroissement par la passivité des premiers. C'est selon le second mode que prennent naissance les lacunes centrales du chaume des Graminées (*la*, 1, XVI, rhizome de chiendent) et des tiges fistuleuses des Labiées, Ombellifères, Composées, Allium, etc. ; ces lacunes se continuent parfois dans le pétiole, comme le montre la figure 2, pl. V, prise sur le *Conium maculatum*.

Les lacunes par résorption seront étudiées en même temps que les canaux aérifères. On les reconnaîtra à leurs bords nets, à leur localisation dans les faisceaux libéro-ligneux et quelquefois à la présence de vaisseaux ligneux, trachées ou vaisseaux annelés, dans leur voisinage immédiat (Voy. les exemples cités) ; pendant les premiers temps après leur formation elles contiennent des liquides, plus tard elles renferment des gaz : elles se comportent comme les vaisseaux du bois dont elles proviennent, qui, nous le savons, deviennent, dans leur vieillesse, les auxiliaires de l'appareil aérifère en se remplissant aussi de gaz.

Les lacunes par dilacération sont bordées par des cellules étirées et déchirées (cellules de droite des figures 2′, V et 1′, XVI) ; elles contiennent en tout temps des gaz. Ces lacunes sont parfois (moelles des noyers, Carex, Typha, Juncus) interrompues par des sortes de diaphragmes. Ces planchers, souvent assez épais, ne sont autre chose que des restes de parties plus résistantes du tissu dilacéré.

Les lacunes valléculaires de la tige des Equisetum (*lv*, 1′,1″, XVIII) auraient une origine mixte. On étudiera les lacunes par dilacération dans les végétaux cités et au moyen de coupes transversales et longitudinales montrant les cellules qui les bordent.

Stomates. — Un stomate parfait se compose toujours de deux cellules réniformes et chlorophylliennes semblables (*st*, 4, VI) réunies par les extrémités de leur face concave de façon à laisser entre elles un méat : l'*ostiole*. La paroi des *cellules stomatiques* est toujours inégale, plus épaisse du côté de l'ostiole que sur la face opposée.

Les faces qui bordent le conduit aérien sont généralement plus épaisses à la sortie et à l'entrée de celui-ci ; la différence est assez accentuée pour que les cellules stomatiques vues en coupe se présentent ordinairement avec une cavité triangulaire. C'est du reste par cette répartition inégale des résistances que s'expliquent l'ouverture de l'ostiole par l'augmentation de la turgescence des cellules stomatiques, son occlusion lorsque cette force diminue. Les bords de l'ostiole sont droits le plus souvent ; ils sont parfois

assez sinueux pour que ce conduit se trouve partagé en deux chambres séparées par un étranglement : la cavité extérieure est l'*antichambre*, l'interne : l'*arrière-chambre* (*Hyacinthus orientalis ; Ficus elastica*, fig. 38).

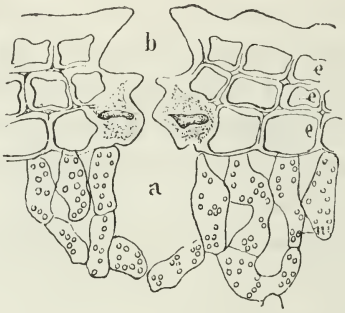


Fig. 38. — Coupe passant par un stomate de *Ficus elastica; e, e, e,* épiderme et couches de renforcement. L'ostiole est comprise entre la chambre sous-stomatique *a* et le vestibule *b*. L'antichambre est nettement limitée; l'arrière-chambre se confond avec la chambre sous-stomatique.

Cette division est due à la saillie, dans l'intérieur du canal, des parties extrêmes fort épaissies d'une part, de la portion mince médiane d'autre part. Sous l'ostiole se rencontre toujours une chambre aérifère, la *chambre sous-stomatique*, dans laquelle s'ouvrent de nombreux méats (VI : *c. st*, 7 ; *ch. s*, 8).

Il nous faut voir maintenant l'origine des stomates, leur développement, leurs rapports avec l'épiderme, enfin leur répartition à la surface de la plante.

Les cellules stomatiques dérivent toujours de l'épiderme, mais le processus à la suite duquel elles apparaissent est très divers, plus ou moins simple ; on peut le suivre sur les jeunes feuilles qui quittent le bourgeon en enlevant leur épiderme et l'observant directement, la face libre tournée vers l'objectif.

1° Dans le cas le plus simple (suivez sur les figures 39, 40, 41 prises sur le *Galanthus nivalis ;* les Iridées, Liliacées, Orchidées, Amaryllidées fourniront aussi des exemples de ce processus), la cellule épidermique qui doit donner naissance à un stomate se divise à une de ses extrémités et y forme une petite cellule qui sera la mère du stomate; le grand segment continuera à jouer le rôle protecteur.

La cellule mère, S, se divisera à son tour en deux cellules parallèles : les cellules stomatiques (fig. 39, S′, S″ et fig. 40) ; celles-ci épaississent rapidement leur paroi de la façon inégale que nous avons décrite (fig. 41, A, et bientôt après, la turgescence, agissant dans ces cellules, amène la rupture de la lamelle mitoyenne au milieu de la cloison commune et la formation de l'ostiole (fig. 41, B).

Dans ce premier cas, le stomate formé (feuille d'Iris, 5, VI) est indépen-

dant de la cellule épidermique génératrice; il n'en est pas toujours ainsi. Chez quelques fougères (Scolopendre, 5, XXV, les Pteris), les Caryophyllées (1, XXV), le plantain (6, XXV), etc., la cloison qui limite la cellule mère est recourbée en U et s'avance dans la cavité de la cellule épidermique

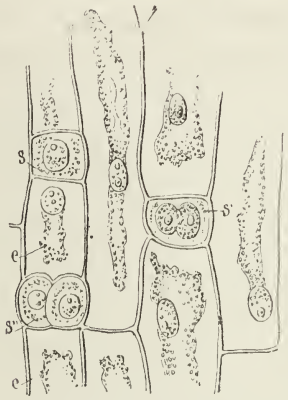


Fig. 39. — Formation des stomates de la feuille de *Galanthus nivalis*. S, S', S'', les premiers stades du développement (d'après Weiss).

Fig. 40. — Cellule mère d'un stomate du *Galanthus nivalis* après la segmentation (d'après Weiss).

génératrice; le stomate adulte est partiellement inclus dans cette génératrice. Les stomates de l'*Aneimia fraxinifolia* (fig. 42) sont complètement

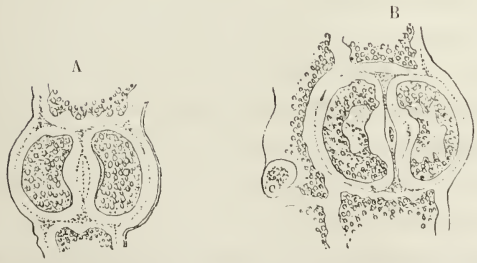


Fig. 41. — Cellules de bordure en voie d'écartement pour former l'ouverture du stomate, dans le *Galanthus nivalis* (d'après Weiss).

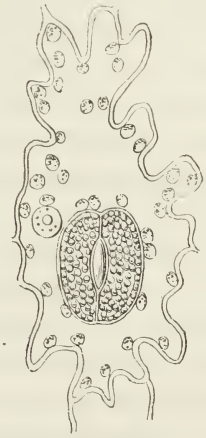


Fig. 42. — Un stomate de la feuille d'*Aneimia fraxinifolia* vu de face (d'après Rauter).

entourés par la cellule génératrice, car dans le genre Aneimia la cellule mère complètement développée est cylindrique, située au centre de la cellule génératrice qu'elle traverse complètement sans avoir de relations avec les parois latérales comme dans les cas précédents.

2° Chez certains végétaux, en même temps que le stomate se forme comme nous venons de le dire, les cellules qui le bordent, ou quelques-unes d'entre elles seulement, se cloisonnent dans une direction déterminée et forment ainsi des éléments qui se joignent au stomate et en compliquent la structure : ce sont les *cellules annexes*. Les cellules stomatiques des Graminées, Joncées, Cypéracées présentent chacune une cellule annexe parallèle, fixée sur leur face externe ; les stomates du *Commelina cœlesis*

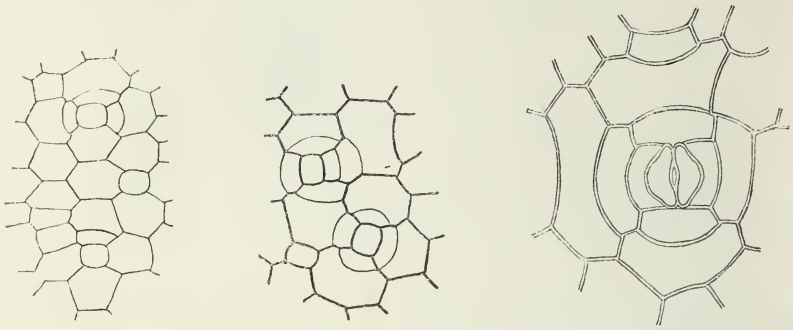


Fig. 43. Fig. 44. Fig. 45.
Formation des stomates chez le *Commelina cœlestis* (d'après de Bary). Le stomate entièrement formé est entouré par un double cercle de cellules annexes.

(9, VI, *cac*), des Tradescantia, etc., sont entourés par un cadre de quatre cellules annexes; chez le *Commelina cœlestis* (fig. 43, 44, 45), le *Maranta bicolor*, le cadre est formé par huit cellules disposées sur deux rangs.

3° Le troisième mode est bien distinct des précédents, car la cellule qui provient de la division de la génératrice n'est pas la cellule mère ; elle doit se diviser à son tour un certain nombre de fois, nombre déterminé et par conséquent toujours le même dans une famille donnée, et le segment dernier formé devient la cellule mère. Le stomate adulte est, dans ce cas, entouré par un nombre variable de petites cellules épidermiques provenant toutes de la même génératrice (Crucifères, par exemple) que l'on peut considérer encore comme des annexes. Prenons des exemples : 1° Soit A la cellule épidermique génératrice ; en se divisant, elle forme deux cellules A et B. B se divise à son tour et donne B et C. C dans le cas le plus simple devient la cellule mère du stomate qui possédera deux annexes A et B. Ces annexes sont parallèles aux cellules stomatiques chez les Rubiacées, Cannellacées, Magnoliacées, Équisétacées, Mercuriales; placées aux extrémités du stomate, dans une direction perpendiculaire à la précédente, chez les Labiées. 2° Le processus étant le même d'abord que dans le cas précédent, C n'est pas la cellule mère, il se divise et c'est D, qui en provient, qui donne naissance à un stomate possédant trois annexes A, B, C : les Crucifères nous en fournissent des exemples. 3° La segmentation se poursuit

encore plus longtemps chez les Crassulacées, Renonculacées, etc., où la cellule mère est F et même G et les annexes au nombre de 5 ou 6. Dans le stomate adulte, celles-ci sont souvent difficiles à distinguer des cellules voisines; il faut le dire dans un livre pratique.

Les cellules stomatiques, au moment où elles prennent naissance, sont dans le plan des cellules épidermiques, qu'elles égalent en hauteur. On les retrouve parfois, mais rarement, dans cette situation à l'âge adulte : scolopendre (5, XXV), jacinthe, Lilium, ellébore. A ce moment, elles sont beaucoup plus souvent déplacées, soit que leur développement n'ait pas marché parallèlement à celui des cellules épidermiques, soit qu'elles n'aient pu résister à la pression des cellules voisines.

Dans le premier cas, les cellules stomatiques sont plus petites, moins hautes que les cellules épidermiques et on peut les rencontrer, selon que l'accroissement en épaisseur de l'épiderme se sera fait entièrement vers l'extérieur, entièrement vers l'intérieur, ou également sur ses deux faces, soit : 1° à la face externe de l'épiderme (XXV : 3, feuille de menthe-coq ; 6, feuille de plantain; 9, feuille de potamogéton), soit : 2° à la face interne de cette membrane (XXV : 1, feuille de Dianthus; 4′ feuille d'aloès), au fond d'une anfractuosité formant *vestibule*, soit: 3° dans la région moyenne de la lame épidermique : feuilles de *Salvinia natans* et de laurier-cerise, 2, XXV.

Par la pression des cellules voisines les stomates peuvent se déjeter au dehors : *Rumex hydrolapathum* (7, VI), *Nerium oleander* (8, VI), Aneimia, beaucoup de Labiées, ou, au contraire, au dedans: elles sont alors recouvertes par les cellules voisines qui forment de larges *vestibules* au-dessus des ostioles : *Ficus elastica* (*b*, fig. 38), Conifères (*ant*, 10, VI), Equisetum (1‴, XVIII), *Cycas revoluta*, etc., etc. Les rapports de l'épiderme avec les stomates ne peuvent être bien étudiés que sur des coupes perpendiculaires qui seront surtout obtenues au moyen de feuilles prises dans la pince de sureau ; on fera bien, aussi, d'apprendre à discerner la position du stomate sur des épidermes enlevés à l'aiguille et disposés à plat, la face libre tournée vers l'objectif.

Les stomates ne s'observent pas sur les racines, ni sur les parties submergées ; les rhizomes en possèdent, mais ils ne sont fort nombreux que sur les parties aériennes : jeunes tiges et feuilles. Dans la tige, ils se localisent au-dessus des parties vertes, manquant totalement au-dessus de l'hypoderme ou du collenchyme. Leur disposition sur les feuilles varie avec la structure de celles-ci; nous reviendrons longuement sur ce sujet un peu plus tard : la planche XXV en montre les différents types. D'une façon générale, ils sont plus fréquents à la face inférieure du limbe; ils sont localisés à la face supérieure chez les feuilles nageantes: nénuphar, pota-

mogéton (9, XXV). Les stomates peuvent être répartis diversement. Le plus souvent ils se présentent en quantité égale sur tous les points de la surface et ils y sont disposés tantôt sans ordre apparent (feuilles à nervures divergentes des dicotylédones (4′, 6, VI), tantôt en files (feuilles parallélinerves des nonocotylédones, 5, VI; feuilles sétiformes des Pinus). Chez les Abies, Taxus, Cephalotaxus (10, VI), ils se localisent à la face inférieure de la feuille, des deux côtés de la nervure médiane dans deux bandes reconnaissables à l'œil nu à leur coloration blanche ; ils y sont disposés en files. Chez le *Saxifraga sarmentosa* (11, VI), on les rencontre en petites plages à la face inférieure marbrée de la feuille, compris au milieu de cellules, *m*, beaucoup plus petites que celles, *b*, qui séparent ces plages. Dans cet exemple les plages font saillie au-dessus de l'épiderme comme le démontre le mouvement qu'il faut imprimer à la vis micrométrique lorsque, quittant les stomates, on veut étudier les grandes cellules, qui séparent les plages ; tout au contraire, chez le *Nerium Oleander*, elles s'enfoncent au milieu des tissus de la feuille et tapissent des sortes de cryptes (8, VI).

On constatera la présence ou l'absence des stomates, leurs dispositions diverses sur des lambeaux d'épiderme arrachés avec l'aiguille. Le cas du *Nerium Oleander* ne peut être étudié que sur des coupes transversales de la feuille, perpendiculaires au limbe ; on les exécutera dans la moelle de sureau en attaquant la face inférieure en premier lieu ; une bonne préparation est difficile à obtenir.

Lenticelles. — Lorsque l'épiderme tombe, les stomates sont entraînés dans la chute, mais l'air ne cesse pas d'arriver pour cela aux tissus sous-jacents, car il se produit çà et là de petits massifs de liège perméables aux gaz, qui remplacent les stomates : ce sont les *lenticelles.* Ces organismes sont assez volumineux pour être distingués à l'œil nu, ils sont surtout visibles chez les cerisier, bouleau, pommier, poirier, où ils tranchent par leur coloration grise sur le fond rougeâtre des rameaux.

Lorsque l'assise phellogène, génératrice du liège ordinaire, est primitivement superficielle, que les stomates sont peu nombreux et espacés, il se forme autant de lenticelles qu'il existe de stomates. Pour cela, les cellules qui bordent la chambre sous-stomatique se transforment en un cambium à jeu double, et par des cloisonnements parallèles donnent naissance sur leur face interne à du parenchyme cortical secondaire peu puissant, sur leur face externe à de nombreuses cellules de liège qui s'arrondissent presque aussitôt après leur formation pour donner naissance à des méats qui serviront à l'échange des gaz. En raison de la multiplication rapide de ses éléments, la lenticelle fait bientôt pression sur l'épiderme, elle le déchire et se fait ainsi jour à l'extérieur. Complètement formée, elle se présente avec le faciès que nous avons reproduit dans la figure 1′, XII, prise sur la tige de

sureau. La formation des lenticelles sera facilement suivie chez ce végéta sur des coupes transversales de rameaux encore verts, récoltés en été, au moment où ils commencent à se relever de petites boursouflures, visibles à l'œil nu, produites par les débuts de la formation des lenticelles. Le

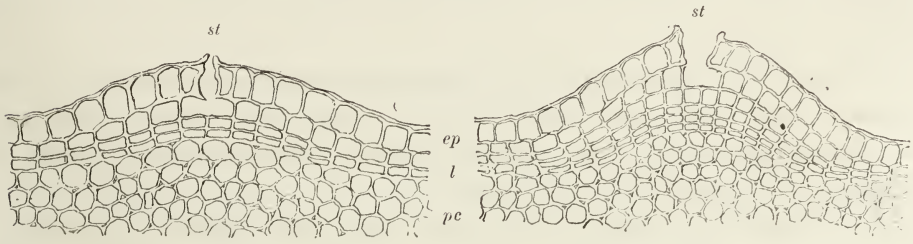


Fig. 46. Fig. 47.
Premiers états du développement d'une lenticelle de *Betula alba*. *st*, stomate; *ep*, épiderme; *l*, liège; *pc*, parenchyme cortical (d'après de Lanessan).

prunier, le lilas, le saule, le bouleau (fig. 46, 47, 48) pourront le remplacer.

Lorsque les stomates sont disposés par groupes dans lesquels ils sont rapprochés (noyer, peuplier, lierre), il se développe encore une lenticelle sous chaque stomate, mais par les progrès du développement les lenti-

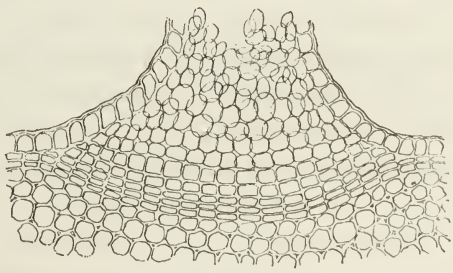


Fig. 48. — Lenticelle du Bouleau dont le développement est fort avancé (d'après de Lanessan). L'épiderme est déchiré; le liège est en relation directe avec l'extérieur.

celles voisines deviennent confluentes, s'unissent et, finalement, constituent un organisme unique correspondant au groupe entier de stomates.

Lorsque l'assise phellogène génératrice est profonde, elle développe des lenticelles qui n'ont aucun rapport de situation avec les stomates. Lorsque la tige est sujette à une desquamation pas trop fréquente, des lenticelles se forment aux dépens des nouvelles assises phellogènes. Il y a exception pour ces plantes (Vitis, Clematis, Rubus, Lonicera), qui développent très profondément leur premier liège et présentent des desquamations périodiques, se répétant à courtes échéances : ces végétaux n'ont jamais de lenticelles.

A part ces exceptions, les lenticelles se rencontrent sur la tige de toutes les dicotylédones ; elles ne sont pas spéciales à ces végétaux et on doit

les rencontrer sur toutes les parties recouvertes de suber. Ainsi, la racine qui est dépourvue de stomates, mais qui reçoit, vraisemblablement, l'oxygène qui lui est nécessaire par osmose à travers la membrane absorbante, acquiert des lenticelles lorsque cette membrane est remplacée par du liège. Tous les arbres qui ont des lenticelles sur leur tige en ont aussi sur leur racine.

Pendant l'hiver, les lenticelles se ferment par formation à leur base d'une lame de liège sans méats; celui-ci est crevassé au printemps suivant par le développement d'un nouveau liège à méats plus profond, qui amène la chute de tout ce qui lui est extérieur.

On étudiera les lenticelles sur des coupes transversales d'écorces de deux ou trois ans, de sureau, cerisier, bouleau ou poirier. On pourra laisser celles-ci fixées au bois; il est préférable de les en séparer, à moins, toutefois, que cette opération n'entraîne leur désorganisation, ce qui s'observe parfois.

APPAREIL CHLOROPHYLLIEN.

Il est constitué par l'ensemble de toutes les cellules vertes de la plante. Ses éléments presque toujours courts, à parois minces, parfois légèrement collenchymateux, sont généralement unis en parenchymes. Il ne se développe que dans les parties susceptibles de recevoir une quantité de lumière suffisante pour produire la dissociation des composants de l'acide carbonique. Les parties souterraines de la plante : racine, rhizome, ne présentent pas cet appareil, mais il s'y développe lorsque ces organes restent à découvert pendant quelque temps. On le recherchera dans les parties aériennes ou submergées de la plante : tiges, feuilles, fleurs, fruits, racines. Si l'organe est peu épais ou grêle, il pourra envahir toutes ses parties parenchymateuses : il constitue à lui seul le mésophylle de la plupart des feuilles; on le rencontre dans toutes les parties du gui, dans les rayons médullaires et la moelle même des tiges grêles. Lorsque l'organe est volumineux (tige, racine, feuilles grasses, fruit), il se localise à la périphérie : par exemple dans le cylindre cortical de l'axe où il est communément désigné par le nom de parenchyme herbacé. On le voit envahir assez fréquemment le liber, surtout dans les tiges âgées.

L'épiderme se joint à l'appareil chlorophyllien chez un cinquième environ, avons-nous dit, des dicotylédones, chez beaucoup de cryptogames, chez toutes les plantes submergées où on le voit parfois former la plus grande partie de l'appareil; tous les stomates, sauf ceux des plantes dont nous allons parler, renferment de la chlorophylle. Cet appareil manque complètement chez les champignons et est si peu développé chez d'autres

parasites (*Neottia Nidus-avis*, *Limodorum abortivum*, orobanches, Monotropa), que l'on a cru pendant longtemps qu'il y faisait complètement défaut.

L'acide carbonique est apporté aux cellules chlorophylliennes par l'appareil aérifère; l'oxygène qu'elles rejettent est éliminé par la même voie.

APPAREIL DE LA TRANSPIRATION

La plante reçoit une quantité d'eau relativement considérable qu'elle tire en partie, et pour une petite portion, des combustions qui accompagnent les phénomènes vitaux, en partie, pour la plus grande part, du sol où elle sert de véhicule aux aliments qui ne pénètrent à l'intérieur, par les racines, qu'à l'état liquide, en solution très étendue. Le végétal contiendrait bientôt un excès d'eau, suffisant pour lui nuire, s'il ne pouvait se débarrasser du superflu par la transpiration.

L'élimination de l'eau se fait par deux voies : 1° par l'intermédiaire de l'appareil respiratoire dans lequel les cellules déversent une certaine quantité de vapeur d'eau, en même temps que l'acide carbonique ; 2° par des appareils spéciaux, localisés sur les bords des feuilles, sur les extrémités des nervures, que nous allons faire connaître.

Les nervures grêles que l'on rencontre en ces points sont plongées dans le mésophylle et constituées par des faisceaux libéro-ligneux très petits. Certaines, qui ne nous intéressent point, se terminent brusquement en s'anastomosant avec leurs voisines; les autres, restant indépendantes,

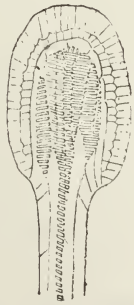


Fig. 49. — Terminaison d'un faisceau ligneux dans un poil (?) du *Drosera rotundifolia* (d'après Weiss).

perdent d'abord leur liber, puis continuent à s'avancer, réduites à quelques trachées longues et étroites mêlées de petites cellules parenchymateuses. Ces trachées cessent tout à coup et sont remplacées par un petit massif, sorte de bouton, de cellules spiralées courtes et renflées, qui termine le faisceau (lobes perpendiculaires au limbe des Drosera, fig. 49). Le massif de

trachéïdes est rattaché à l'épiderme par un tissu de très petites cellules incolores, le *tissu aquifère*, au-dessus duquel se trouvent toujours un ou plusieurs stomates de conformation spéciale : les *stomates aquifères*. C'est par l'ostiole de ces stomates que se fait l'évacuation de l'eau qui suinte à travers les trachéïdes et est déversée dans la chambre sous-stomatique par le tissu aquifère. Cette eau n'est directement visible qu'au moment où l'air refroidi est saturé d'humidité, à l'heure de la rosée, par exemple ; dans toute autre condition, elle s'évapore aussitôt l'émission.

Les *stomates aquifères* se rencontrent ordinairement à la face supérieure du limbe ; ils se distinguent des stomates aérifères par la présence d'eau dans leur chambre sous-stomatique, par leur ostiole, parfois énorme, toujours ouvert, par leur volume presque toujours plus considérable, par leur forme soit arrondie, soit très allongée, par leur position au-dessus de la partie terminale d'une nervure. Les cellules stomatiques meurent de bonne heure et disparaissent parfois (le cas est fréquent chez les Aroïdées), laissant à leur place une large perforation dans l'épiderme.

On recherchera l'appareil de la transpiration à l'extrémité des feuilles chez les Colocasia, Caladium et Richardia, sur les dents, chez la primevère de Chine et le fuchsia (où le stomate unique, qui correspond à chaque appareil, se trouve à la pointe même de la dent), l'aconit, le sureau, le groseillier, le chou, l'angélique et les Ombellifères en général (où les stomates aquifères, en nombre constant dans chaque espèce, se trouvent à la face supérieure). On observera d'abord les stomates de face en enlevant à l'aiguille l'épiderme qui les porte, puis l'appareil entier sur des coupes transversales de feuilles pratiquées dans les lieux indiqués. On séparera, sur le bord de la feuille, une bande de 5 millimètres et on l'orientera convenablement dans la pince de moelle de sureau. On peut, tout simplement, monter dans la potasse un poil (?) de drosera et éclaircir la préparation en la chauffant doucement ; mais le résultat sera moins satisfaisant, le cas étant, pour ainsi dire, spécial : le tissu aquifère est réduit ici à une ou deux assises de cellules qui entourent complètement le bouton vasculaire, et les orifices excréteurs, non représentés dans la figure, un peu difficiles à voir du reste, se trouvent à la base de la tête du poil, au point où cesse l'épiderme à petites cellules particulier à cette tête.

Lorsque le végétal est habituellement exposé aux vents, habite les lieux secs ou des contrées chaudes, il se trouve menacé de dépérir promptement par une transpiration trop active. Il se défend alors en diminuant sa surface (bruyères à feuilles écailleuses ou squammiformes, cactées aphylles), en créant des tissus spéciaux qui lui serviront à emmagasiner l'eau, en modifiant ses téguments : rendant l'épiderme moins perméable par l'épaississement de la cuticule (houx, aloès), ou en développant un hypo-

derme. Il modère la sortie des gaz internes par l'appel des vents en repoussant les stomates sous l'épiderme ou les plaçant dans des cryptes (Nerium), ou en les recouvrant de poils laineux (romarin) ou encore en repliant les bords de la feuille au-dessus d'eux (feuilles involutées à l'état adulte).

L'eau est emmagasinée : 1° dans le collenchyme, que nous avons décrit (p. 115); c'est là son véritable rôle, car il ne sert pas au soutien de la plante ; 2° dans des cellules parenchymateuses fort développées, remplies d'une substance visqueuse ayant des propriétés endosmotiques accentuées dont on trouvera des exemples dans la moelle des Cactées et le parenchyme médian, incolore, des feuilles des Aloe (*ta*, 4', XXV) et des Crassulacées (Sedum, 8, II). Les bonnes coupes de ce tissu sont difficiles à obtenir ; les plus épaisses sont souvent les meilleures ; 3° on rencontre dans le parenchyme cortical du *Ruscus aculeatus* (*ci*, 3^{III}, 3^{IV}, XV), du néflier du Japon, de nombreuses cellules incolores qui me semblent jouer, encore là, le rôle de réservoirs d'eau.

Ces végétaux se prémunissent contre les déformations consécutives de transpirations trop actives en disposant çà et là dans leurs parenchymes, qui sont surtout sensibles à la dessiccation, des cellules scléreuses isolées ou en massifs : on en recherchera des exemples sur des coupes transversales de feuilles de *Camellia japonica*, *Phillyræa latifolia*, thé, de parenchyme cortical des Magnoliacées, Aria, etc. Ces cellules peuvent devenir fusiformes : dans les feuilles de faham en particulier.

APPAREIL DE SOUTIEN OU SQUELETTE.

Le squelette du végétal comprend toutes les cellules à paroi épaissie, mais ses éléments fondamentaux sont les fibres et les cellules scléreuses qui peuvent se présenter isolées ou à l'état de prosenchyme et de sclérenchyme ; ces deux tissus sont tantôt sans rapports entre eux, tantôt entremêlés.

Rien n'est plus variable que la disposition du squelette, car il est presque entièrement sous la dépendance du milieu extérieur et du port du végétal ; il se modifie souvent avec le temps, devenant de plus en plus considérable. Il est d'autant plus difficile de poser des règles générales pour la distribution du squelette qu'il diffère, du tout au tout, dans les divers membres de la plante. Il n'est jamais indépendant et se présente à l'état de tissu accessoire dans les différents appareils ; nous avons déjà eu occasion d'en parler souvent. Je serai très bref ici, étant obligé d'insister, plus tard, sur sa position dans chaque organe ; nous éviterons ainsi une triple répétition.

Le sclérenchyme se développe surtout dans les parties parenchymateuses

de la plante, le prosenchyme dans les faisceaux libéro-ligneux ou à leur contact. Il y a de nombreuses exceptions : le sclérenchyme n'est pas rare dans les faisceaux de la tige des dicotylédones ligneuses ; le prosenchyme peut s'observer dans les parenchymes : cladodes des Xylophylla, *fc*, 10, IX ; du *Mühlenbeckia platicada*, *pr;* 2', XXIII; rhizome du *Pteris aquilina, pr*, 4', XVII; tige du *Potamogeton natans*, *pr*, 4', XVI.

APPAREILS DE RÉSERVE ET CONJONCTIF.

Lorsque nous avons classé, au commencement de ce chapitre, nos divers appareils d'après leur rôle physiologique, nous avons fait remarquer que la distinction des appareils de réserve et conjonctif était pratiquement difficile, car une même cellule pourra, selon le moment où on la considère, le milieu qu'elle habite, changer du tout au tout et passer d'un appareil dans l'autre. Je ne pense pas que l'on puisse faire un appareil spécial de l'ensemble des éléments susceptibles de se gorger, à un moment donné, de substances nutritives et de les mettre momentanément à l'abri des diastases ; l'*économie n'est pas le résultat d'une fonction spéciale, elle appartient à tous les tissus recevant une surabondance de nourriture*. Cet excès se localisera soit dans l'appareil qui l'a produit : l'appareil assimilateur du carbone, soit dans l'appareil circulatoire chargé de le répartir, plus tard, entre les organes, soit dans l'appareil dont les fonctions souffriront le moins de sa présence : dans l'appareil conjonctif, par conséquent.

Les cellules où se localise la réserve (l'albumen et le péricarpe des fruits mis à part), surtout celles où s'opère d'une façon périodique le dépôt d'amidon, sont vivantes et se présentent le plus souvent avec une paroi mince : rhizomes pris en hiver, tubercules, parenchyme cortical des tiges, parenchyme cortical des racines ; elles ont une paroi épaisse dans le parenchyme ligneux de beaucoup de dicotylédones ; elles deviennent même sclé-reuses dans la moelle de la tige de ces végétaux. On les recherchera depuis le commencement de la mauvaise saison jusqu'au moment de l'ouverture des bourgeons ; l'iode indiquera le siège de l'amidon ; l'alcool à 90° employé en macération, celui de l'inuline. Le sucre sera recherché pendant la formation du fruit ou un peu avant. Les rameaux de l'année, les rhizomes et les racines des plantes herbacées vivaces se prêtent bien à ces recherches.

L'appareil conjonctif, ainsi envisagé, comprendra l'ensemble de tous les tissus qui servent à réunir les différents appareils entre eux et à leur assurer une position fixe.

Il comprend : 1°, un tissu fondamental toujours parenchymateux et, 2°, des tissus accessoires, pouvant manquer, s'appliquant au soutien (pro

senchyme et sclérenchyme), à la réserve ou la sécrétion (glandes diverses).

L'élément fondamental de l'appareil conjonctif est la cellule courte isodiamétrale, se distinguant de la cellule chlorophyllienne par le manque de matière verte, de la cellule active de réserve par une vitalité faible, une vie courte ; elle ne joue parfois qu'un rôle purement mécanique dévolu à sa paroi qui persiste longtemps après sa mort. Ces cellules conjonctives vides se rencontrent dans la moelle de presque toutes nos tiges aériennes de dicotylédones : la moelle de sureau est presque entièrement constituée par des éléments morts. Le tissu conjonctif se rencontre dans le parenchyme cortical de la racine et de la tige des dicotylédones et des monocotylédones, dans la moelle et les rayons médullaires de la tige des dicotylédones, dans le tissu fondamental (?) du cylindre central des tiges des monocotylédones, dans la moelle des racines adventives de la plupart de ces derniers végétaux.

Les rhizomes des *Pteris aquilina*, les tiges des potamogéton, des lycopodes, les cladodes des Phyllanthus et des Xylophylla montreront des exemples de masses de prosenchyme éparses dans le tissu conjonctif (Voy. pag. 154). Le parenchyme cortical des tiges de *Liriodendron tulipifera* (11, IX), des *Magnolia yulan*, des Aria, des Ephedra, des Gnetum, le pédoncule de la poire, le parenchyme cortical de la racine de patience (XXII, 1′, 1″) ; la moelle de beaucoup de dicotylédones, de l'*Abies pectinata*, fourniront des exemples de sclérenchyme, tissu accessoire de l'appareil conjonctif.

Les cellules à tanin (chêne ; *tan*, 16, IX ; les Pomacées), les cellules à oxalate, les cellules à gomme et à mucilage (tubercules d'Orchidées), les vaisseaux à tanin (moelle des Rosa et des Rubus), les laticifères (moelle des Morées), les glandes unicellulaires (parenchyme cortical des Laurinées, des Magnoliacées, des Pipéracées), les glandes schizogènes (tige des Eucalyptus), les glandes lysigènes (Althæa), les canaux sécréteurs (Ombellifères, Araliacées), etc., sont communs dans le tissu conjonctif ; nous n'en multiplions pas les exemples, devant nous occuper immédiatement de l'appareil glandulaire.

APPAREIL GLANDULAIRE.

L'élément fondamental de cet appareil est, le plus souvent, nettement reconnaissable à son protoplasma très dense, granuleux, son noyau volumineux, sa teinte grisâtre, ses parois minces, sa taille plus petite que celle des éléments voisins (IV, *cs*, 12, 13, 13′ et pl. IX). Malgré cette constance dans l'aspect de la cellule sécrétante il n'y a pas d'appareil qui revête autant de formes différentes que celui-ci, tant est variable la conduite de l'élément fondamental.

Les cellules sécrétantes peuvent rester isolées (12, IX), se réunir en files et donner naissance à des vaisseaux imparfaits (1′, 3′, VI) ou parfaits (2′, VI), former des membranes (*cs*, IV, 12, 13; *epi*, IX, 9) ou des massifs (*Pinus sylvestris*, fig. 50; jeunes glandes des Rutacées, fig. 51, B).

La glande peut se trouver à l'extérieur de la plante : à l'extrémité libre d'un poil court (3, 7, IX), ou plus ou moins long (1,2,4,5,6, IX), appelé *poil glandulifère au sommet;* être formée par l'épiderme lui-même : *sur-*

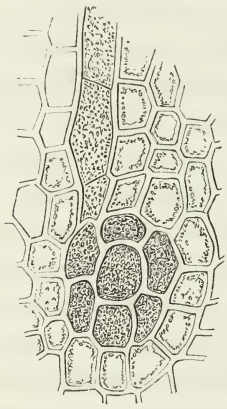


Fig. 50. — Glande du bois du *Pinus sylvestris* dont les cellules sont restées unies en massif.

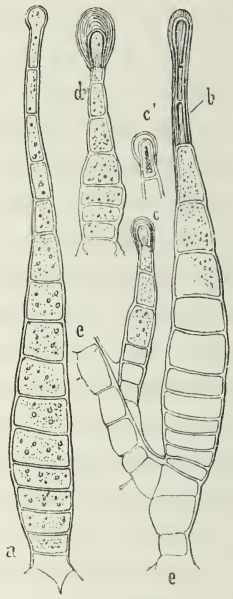


Fig. 51. — Poils glanduleux du *Cistus creticus*, à sécrétion intra-pariétale (d'après de Bary).

faces sécrétantes (bourgeons du peuplier, 9, IX); se rencontrer au-dessous de l'épiderme et être en contact avec lui (orties) ou plus profondément encore et, dans ce cas, elle peut se loger dans tous les appareils, comme nous l'avons déjà fait remarquer.

Les cellules sécrétantes peuvent conserver leur produit dans leur cavité : glandes unicellulaires (*gl*, 11, 12, IX), vaisseaux utriculeux (*v. ut*, 11, V), laticifères (*la*, 1′, 2′, VI), vaisseaux à tanin (3′, VI); cellules à tanin (*an*, 16, IX), à mucilage (5′, 5″, X), à cristaux; le contenu, dans ce cas, voile plus ou moins le protoplasma et le noyau qui ne cessent pas d'exister cependant. Plus souvent, elles éliminent le produit qui paralyse leur activité, mais les moyens qu'elles emploient sont loin d'être identiques : ainsi, la glande, étant sous-épidermique, pourra verser ses produits dans un poil qui s'est développé au-dessus d'elle (*poils excrétoires* des orties (*pex*, IX); poils en navette des feuilles du *Malpighia urens*); ces produits entreront en liberté

par rupture du poil. Ailleurs, la glande, dépendant de l'épiderme et étant recouverte par la cuticule, déverse (*sécrétion intra-pariétale*, fig. 51), ses produits entre les deux lames de cellulose et de cutine ; repoussant cette dernière vers l'extérieur, elle la distend pour en former un réservoir, sorte de cloche, au-dessus d'elle (1,3,5,6,7,8 : *ps*, 9 : *r*, IX). Dans un quatrième mode *la sécrétion est interpariétale :* les cellules sécrétantes, primitivement unies, se dissocient et forment au milieu d'elles des méats, des chambres (13, 14, IX) ou des canaux (12, 13′, IV) qu'elles tapissent ou traversent et dans lesquels elles versent leur produit ; pour rappeler leur origine, ces glandes sont dites *schizogènes*. Les feuilles des Psoralea nous montrent des exemples de réservoir traversé par les cellules sécrétantes ; *dans les canaux secréteurs*, qui appartiennent à ce type, et dans tous les autres cas où l'on rencontre des chambres-réservoirs, les cellules sécrétantes tapissent sans discontinuité la paroi de la chambre.

Il y a une cinquième manière d'être : la glande est massive et a la forme d'un petit nodule ; les cellules de ce nodule se chargent de matières, puis

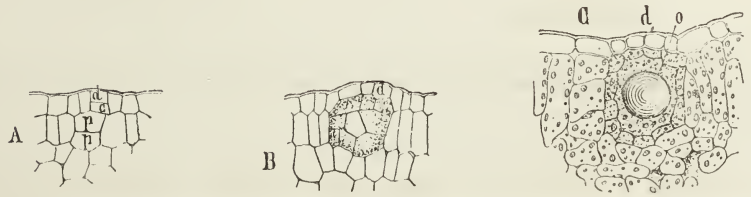


Fig. 52. — Développement des glandes internes, propres aux feuilles, d'une Rutacée : le *Dictamnus Fraxinella*. Ces organes tirent leur origine en partie de l'épiderme, en partie du tissu sous-jacent (d'après Rauter).

les plus actives, qui se trouvent au centre, se désorganisent, laissant à leur place une lacune qui servira de réservoir au produit de sécrétion. La résorption continuant à se faire de dedans en dehors, avec le temps, toutes les cellules sécrétantes disparaissent et la glande n'est plus représentée que par son réservoir (fig. 52 et 53) ; ces glandes *lysigènes* sont caractéristiques de la grande famille des Rutacées, prise dans le sens le plus large et comprenant les Aurantiacées (15, IX) [1].

Les produits des glandes sont très divers, surtout si, nous ployant à la coutume, nous regardons comme sécrétions la production des cristaux, du

1. Des travaux récents tendent à établir que les glandes lysigènes sont très rares. Les organes sécréteurs des Rutacées seraient schizogènes : les cellules rompues que l'on observe sur leur pourtour seraient des accidents de préparations. De véritables glandes lysigènes ne s'observeraient plus que chez les Malvacées, Tiliacées et Bombacées où l'on voit parfois plusieurs cellules voisines, génératrices de mucilage, perdre leurs parois et se confondre en une petite lacune qui sert de réservoir au produit.

mucilage, des gommes et du tanin. On retire de ces organismes des huiles essentielles de composition chimique très variable, des résines, des gommes-résines, des térébenthines, des baumes, des émulsions de substances résineuses ou de gommes-résines ou d'hydrocarbures réunies sous l'appellation de *latex*.

Fig. 53. — Développement des glandes avec poil terminal du *Dictamnus Fraxinella*. Elles prennent origine dans l'épiderme. On les rencontre sur les pédicelles floraux, les bractées et les sépales (d'après Rauter).

Les moyens à mettre en usage pour étudier l'appareil glandulaire varieront avec son siège et sa forme; il faudra, en tous cas, éviter 1° l'action de la chaleur qui, en dilatant l'essence, briserait les réservoirs, ou entraînerait, lors de l'ébullition, les produits sécrétés loin de leur lieu de formation ; 2° l'emploi de corps tels que l'alcool, l'éther, le chloroforme, etc., qui dissolvent la plus grande partie des matières sécrétées, ou celui des alcalis, susceptibles de former avec elles des composés solubles dans les véhicules habituels.

Les *poils glandulifères* à poil long seront étudiés à la façon des poils proprement dits ou lymphatiques, en les enlevant à l'aiguille avec l'épiderme qui les porte, puis en les couchant sur le porte-objet de telle façon qu'ils se projettent dans le véhicule en dehors de l'épiderme ; avec les poils courts il faudra absolument avoir recours à la coupe transversale de l'organe qui les porte, car le mode opératoire précédent ne permettrait de voir les glandes que de haut, se projetant sur l'épiderme, situation doublement fâcheuse.

La glande qui termine le poil est plus ou moins complexe. Dans le cas le plus simple elle ne se compose que d'une seule cellule ; on en trouvera de bons exemples sur les feuilles des *Geranium sanguineum*, *Pelargonium*

odoratissimum (1, IX), de *Stachys alpina*, ballote, le calyce du *Lychnis dioïca*, les feuilles de tabac, belladone, jusquiame, vulvaire, sarriette. Elle est formée de deux cellules disposées dans le même plan à l'extrémité des poils de la véronique officinale (2, IX), de la mélisse, de l'hysope, de la cataire, de la scutellaire des Alpes, des Coleus, du *Lantana Camara*, de l'*Althæa rosea*, des orties (*ps*, 8, IX) et de quelques poils des espèces précédentes. On rencontre des glandes formées de quatre cellules disposées dans le même plan chez les *Cucumis melo*, *Ecballium momordica* (4, IX), les *Salvia fulgens* et *involucrata*, *Lamium album*, *Galeopsis ladanum*, *Solanum rubrum*, Le nombre peut en être plus grand encore, et s'élever à 8, 16, 32 cellules disposées toujours dans le même plan, sur les feuilles de thym (3, IX), scutellaire, lierre terrestre, gueule-de-loup, chanvre. Les cellules peuvent se disposer sur plusieurs plans, de façons diverses et en nombre différent ainsi que nous le montrent les poils des feuilles de belladone (5, IX), du tabac (6, IX), du Stramonium (7, IX), de la rose trémière, de la conize, des Artemisia, de la menthe-coq (3, XXV), des pyrèthre, des Dipsacus, des valérianes, du *Cicer arietinum ;* les poils collétères des bourgeons de marronnier, Rumex, *Ribes sanguineum*, *Syringa vulgaris*.

Lorsque la cuticule distendue ne cède plus à la pression du liquide sécrété, le tissu glandulaire est déprimé à sa partie supérieure. Si la glande comprend au moins quatre cellules sur le même plan, celles-ci sont dissociées par la pression, repoussées à la périphérie, laissant entre elles une chambre

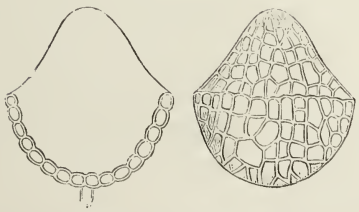


Fig. 54. — Glande des bractées du cône de houblon, entière et coupée verticalement.

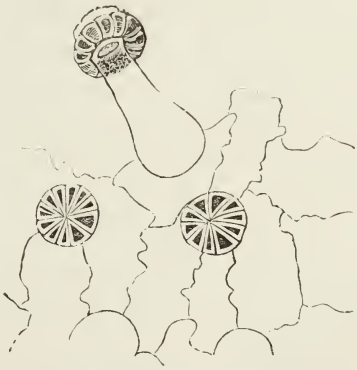


Fig. 55. — Épiderme de la feuille du *Pinguicula vulgaris* portant des poils sécréteurs, les uns sessiles, les autres longuement pédiculés.

cupuliforme occupée, dès sa formation, par une nouvelle quantité de produit. L'ensemble de la coupe et de la cloche cuticulaire rappelle assez bien la conserve à pastilles des confiseurs (thym, 3, IX; houblon : glandes à lupulin, fig. 54). Cette forme en conserve, commune chez les sauges, les

thyms, les Labiées d'une façon générale, occupe généralement l'extrémité de poils courts, insérés au fond de dépressions de la feuille ; des exceptions s'observent cependant chez les scutellaires, les Pinguicula, où le poil est parfois très long (fig. 55).

Les glandes pluricellulaires qui terminent les longs poils du *Ledum palustre* et les poils courts enchâssés dans l'épiderme des *Rhododendron ferrugineum*, *hirsutum*, *caucasicum*, etc., s'éloignent totalement des précédentes par ce fait que le produit se localise entre les cellules dissociées de la glande et non entre la cuticule et la paroi de cellulose. La sécrétion y est interpariétale et non intra-pariétale.

Les *surfaces épidermiques sécrétantes* seront étudiées sur des coupes transversales des écailles extérieures des bourgeons de peuplier, ramollis dans l'eau si cela est nécessaire (*epi* et *r*, 9, IX), de Rumex, sur des coupes transversales de tiges de *Lychnis viscaria*, *Silene nemoralis*, pratiquées au-dessous des nœuds, sur des coupes transversales de jeunes feuilles de laurier-cerise passant par ces points caractéristiques situés à la face inférieure du limbe, des deux côtés de la nervure médiane, vers le tiers inférieur. La sécrétion des surfaces épidermiques est intra-pariétale.

Les *poils excrétoires* des orties seront préparés à l'aiguille en enlevant l'épiderme avec l'émergence qui le surplombe. C'est dans l'émergence que se trouve le tissu glandulaire ; la base du poil plonge dans celui-ci ; le fait est surtout visible lorsque le poil, rompu au sommet, est rempli d'air (*pex*, 8, IX). La préparation des poils excrétoires peut encore être faite au moyen de coupes parallèles à l'axe du poil, mais celles-ci sont difficiles à obtenir; les débutants ne devront point s'y attarder.

Pour observer les glandes externes en état convenable, il faut prendre soin de ne manier les échantillons qu'avec la plus grande délicatesse ; un frottement même léger, une simple pression suffisent pour briser le réservoir et pour produire des accidents irrémédiables.

Les *glandes unicellulaires à cristaux* sont si communes que nous ne nous y arrêterons pas ; elles présentent les différentes formes d'oxalate de chaux que nous avons décrites. On les voit souvent se grouper, en petits massifs de quelques éléments, dans le parenchyme cortical et la moelle des tiges de dicotylédones ; ces massifs proviennent parfois, sans conteste, de la segmentation d'un élément primitif, comme nous l'a montré l'étude de la tige des Pomacées. Enfin, on voit ces cellules cristalligènes se disposer en files (et non en vaisseaux, comme certains le disent,) dans la moelle des bégonias, le liber des Pomacées, etc., etc. ; ces files seront mises en évidence par des coupes longitudinales radiales.

Les *glandes unicellulaires à mucilage* s'observeront, avec les précautions indiquées, sur des coupes transversales de racines et de tiges de Malvacées

(5′,5″,X), des Tiliacées, des Bombacées, dans le liber des Laurinées, les écorces d'orme, les tubercules d'orchis. Ces cellules se font souvent remarquer par leur volume considérable, surtout si on ne les a pas soumises à une macération prolongée dans l'alcool. Elles perdent parfois leur paroi chez les Malvacées et les Tiliacées, laissant à leur place une lacune dans laquelle se loge le mucilage.

Des *glandes* monocellulaires *à tanin* s'observeront en traitant par le perchlorure de fer des coupes transversales de tiges de Pomacées, d'eucalyptus, d'écorces de chêne (*tan*, 16, IX) et de marronnier, de racine de ratanhia, rhizome de bistorte, de tige de sureau, de Dipsacus. Dans ces derniers végétaux on les rencontre à la limite externe du cylindre central; le sureau en présente aussi dans la moelle (*cr*, 1′, 1″, XII). Les cellules à tanin du sureau s'étendent sur toute la longueur des entre-nœuds et atteignent communément plus de 10 centimètres de longueur. Les cellules à tanin s'unissent en files et même en réseaux dans la moelle des rosiers et Rubus; elles sont là parfaitement reconnaissables à leur paroi scléreuse, beaucoup plus forte que celle des éléments voisins (*V. tan*, 3′, 3′, VI).

Des *glandes unicellulaires produisant de l'huile essentielle ou des résines* s'observeront sur des coupes transversales de Magnoliacées (tiges : 11, IX, *gl;* feuilles, fruits), de Canellacées (écorces de tige), de Laurinées (tige : parenchyme cortical et liber, feuille : *gl*, 12, IX), de Valérianées (racine : 3′ XXI, *gl*; rhizomes), de Calycanthées (parenchyme cortical de la tige : *gl*, 1, XV), de Monimiacées, de Pipéritées (tiges : moelle et parenchyme cortical : *gl*, 5, XIV; le fruit : *gl*, 8′, XXIX), des rhizomes et des fruits (*gl*, 7′, XXIX) des Scitaminées, du rhizome d'*Acorus Calamus*, du rhizome de la fougère mâle où les glandes proéminent dans des espaces intercellulaires. Chez les Magnoliacées et les Laurinées, les cellules à essence, arrondies, ont presque toujours une paroi légèrement scléreuse; chez tous les végétaux cités, les glandes seront indiquées par la réfringence considérable de leur produit.

Tous les *laticifères* ne possèdent point la même composition histologique. Chez les Urticées, Morées, Euphorbiacées, Asclépiadées, Apocynées, ils sont constitués par des symplastes protégés par une paroi de cellulose, simulant une cellule unique indéfiniment rameuse et s'étendant d'une extrémité à l'autre de la plante; ces laticifères sont surtout nombreux à la face externe des faisceaux libéro-ligneux qu'ils accompagnent dans la tige et dans les feuilles, ils sont aussi souvent abondants dans la moelle : les tiges et les fruits du figuier seront utilisés pour leur recherche (*la*, 10, XL). Ces laticifères s'allongent par leurs extrémités pour suivre l'accroissement du végétal.

Ailleurs, les laticifères sont constitués par des cellules superposées

formant des vaisseaux imparfaits. On pourra en observer des exemples dans toutes les parties des Convolvulacées (racines; rhizomes : 1, 1′, VI; tiges), dans la tige et les feuilles des Sapotacées. Il me semble que l'on peut rapprocher de ces laticifères imparfaits les *vaisseaux utriculeux* des tiges et feuilles des Commelinées, Amaryllidées, Liliacées, formés par la superposition de cellules closes et ne différant des précédents que par la richesse plus grande en gomme de leur contenu, la présence de cristaux en quelques cas et surtout par leur aspect granuleux très faiblement lactescent. Les coupes longitudinales pratiquées dans les squames de l'oignon, près de leur point d'attache, en fournissent de beaux exemples, faciles à trouver en raison de leur proximité de l'épiderme externe (*V*, *ut*, 11, V).

Les Papavéracées nous fournissent tous les intermédiaires entre les laticifères imparfaits et parfaits. Chez les Glaucium et Macleya, l'appareil glandulaire est en partie constitué par des cellules isolées, en partie par des cellules closes superposées. Chez les Chelidonium, les cellules laticifères superposées sont incomplètement séparées par des parois communes perforées comme celles des vaisseaux cribreux (fig. 23, p. 111). Mais chez les autres Papavéracées cette cloison disparaît totalement, et les cellules se réunissent en un symplaste rappelant celui des Morées, mais qui a une origine différente. Des laticifères parfaits, ayant une origine semblable, s'observeront encore chez les Chicoracées (*la :* 2, 2′, VI et 1′, XXIV), Lobéliacées, Campanulacées, Papayacées. Le diamètre de ces laticifères est fort inégal en raison de la puissance différente des éléments qui se combinent pour les former ; de plus, la marche des files étant rarement rectiligne, il en résulte des anastomoses nombreuses qui transforment l'ensemble en un véritable réseau. On les observera de préférence dans les écorces, où ils sont plus constants et plus nombreux; la saison chaude est plus favorable que l'hiver, car le latex diminue certainement pendant la mauvaise saison.

Si l'on ne prend quelques précautions dans la recherche des laticifères, on pourra les laisser échapper. Les échantillons seront longs, intacts, si cela est possible; la prise sera faite loin de l'extrémité tronquée et au moment de faire la coupe; la partie enlevée sera montée vivement et en évitant toute pression qui amènerait l'écoulement du latex. Les coupes seront toujours un peu épaisses et, lorsque le latex ne sera point coloré, jetées immédiatement dans une cuvette à fond plat contenant une solution hydro-alcoolique d'iode en quantité assez grande pour les baigner, pas assez considérable pour qu'elles puissent y flotter. Dans ces conditions, le latex se coagulera dans les vaisseaux en se colorant en jaune. On peut encore monter la coupe épaisse dans une goutte de solution de potasse et la chauffer quelque temps sans porter le liquide à l'ébullition : le latex coagulé se colorera en gris foncé ou en brun. L'alun, les acides pourront être employés pour coaguler le latex.

Les laticifères se reconnaissent facilement sur les coupes longitudinales (qui seront plutôt tangentielles que radiales); leur recherche est difficile sur des coupes transversales, surtout s'ils ont perdu leur latex, leurs cellules ne se distinguant généralement par aucun caractère des cellules voisines; dans quelques cas, on sera mis sur la voie par leur paroi légèrement collenchymateuse ou épaissie (Euphorbiacées). On agira d'abord sur les racines de chélidoine, salsifis, *Sonchus palustris*, laitue vireuse. On pourra employer le perchlorure de fer avec les chicoracées en raison de la présence de tanin dans le latex de ces plantes.

Des *glandes schizogènes* [1] seront recherchées soit dans les émergences, enlevées à l'aiguille, qui hérissent la fleur de la fraxinelle et les parties voisines (fig. 53, pag. 158), soit au moyen de coupes transversales pratiquées dans la feuille de la même plante (fig. 52, pag. 157), les tiges et feuilles des Rutacées (*Ruta graveolens*, etc.), les tiges, feuilles (15, IX), fleurs, épicarpe des Aurantiacées. On rencontrera encore des *glandes schizogènes* dans toutes les parties aériennes des Myrtacées (13, 14, IX), dans la tige des Amorpha, Hymenæa, Trachylobium, les feuilles des Hypericum, Oxalis, les Lysimachia, Ardisia, Myrsine. On fera des coupes transversales de ces parties.

Les *canaux sécréteurs* se présentent avec des aspects un peu différents. Dans le cas le plus simple, très rare du reste (Cussonia), ils ne sont tapissés que par deux files de cellules accolées et dissociées à la façon des cellules stomatiques. Ils sont encore très petits et tapissés par trois files de cellules dans le péricycle de la racine primaire des Ombellifères (les petits espaces triangulaires noircis, *cr*, opposés au bois, 12, XIX) et dans celui de la tige des mêmes plantes; ils sont tapissés par quatre files de cellules dans l'endoderme des jeunes tiges et racines des Composées autres que les Chicoracées (*cr* : 11, XXIII; 4, 4′, 4″, XXI). Dans d'autres exemples, ils deviennent beaucoup plus volumineux et le nombre des cellules de bordure peut s'élever à plus de vingt, comme le montrent nos figures 2′, V; 12, 13, 13′, IV; 3, 3′, XII; 9′, XXIX. On voit souvent chez les Abiétinées le canal s'entourer d'un double revêtement de cellules sécrétantes : dans cette même tribu, ils s'adjoignent aussi, dans quelques cas (feuilles des Pinus), une gaine de cellules scléreuses.

Les canaux sécréteurs ont généralement une longueur indéfinie; par exception, ils sont courts et terminés en cœcum dans la tige des mélèzes et surtout dans les feuilles des Cupressus et Juniperus où ils viennent affleurer à la surface, dans les fruits des genévriers où ils constituent de véritables petites poches à oléorésine; il en est de même chez certaines Légumineuses.

1. Voyez la note, au bas de la page 157.

Complètement isolés habituellement les uns des autres, ils marchent parallèlement à l'axe qu'ils quittent pour s'engager dans les feuilles ; ils présentent rarement des anastomoses : on en rencontrera, cependant, dans le bois des Pinus (3′, XII) et des mélèzes.

Les produits des canaux résineux consistent habituellement en résines, huiles essentielles, gommes diversement combinées; le mélange est tantôt transparent, tantôt lactescent, ce qui a fait parfois attribuer à tort des laticifères à des plantes qui n'en ont pas : aux Clusiacées et à l'*Alisma plantago* (12, IV), par exemple.

Les canaux sécréteurs des Sterculiacées, des Cycadées et du *Lycopodium inundatum* ne donnent pas autre chose que de la gomme.

Les petits canaux sécréteurs à 2-3-4 cellules de bordure sont difficiles à voir : ils nécessitent des coupes excellentes et une connaissance préalable, exacte, de leur localisation; on les trouve plus facilement sur les coupes longitudinales au milieu desquelles leur contenu huileux tranche par sa réfringence. Au contraire, les gros canaux sont plus faciles à reconnaître sur les coupes transversales; les débutants qui ont toujours une certaine peine à les distinguer sur les coupes longitudinales s'appliqueront à trouver au milieu des tissus des lames de petites cellules grises (13′, IV), souillées de taches brillantes, qui ne sont autre chose que des lambeaux de la membrane sécrétante qui tapisse la paroi du canal.

On cherche ordinairement les sujets d'étude dans les tiges de Conifères, d'Ombellifères, d'Araliacées (lierre), mais on trouve encore des canaux résineux dans toutes les parties de ces plantes, surtout dans les feuilles et les fruits ; ils ne manquent que dans la racine de quelques Conifères et dans toutes les parties du *Taxus baccata*. Les Clusiacées, Hypericinées, Térébinthacées, certaines Légumineuses (Copaïfera, Toluifera), Pittosporées, Composées (sauf Chicoracées), Simaroubées, Diptérocarpées, Liquidambarées, Cycadées, Alismacées, Butomées, un certain nombre d'Aroïdées (Philodendron, etc.), les Marattioïdées, les lycopodes, les Polytrichum en possèdent également.

Nous n'avons pas insisté, dans ce chapitre, sur la localisation exacte des tissus sécréteurs, ayant pensé que cette description trouverait mieux sa place à la suite de l'étude de chaque membre. Nous pourrons entrer alors dans quelques détails qui n'auraient pu être saisis auparavant.

Nous terminons ici l'étude des appareils ; nous devons faire connaître maintenant leur répartition dans les différents membres. Nous exposerons d'abord la structure de la tige, non pas que celle-ci soit plus simple que celle des autres membres, mais pour cette raison qu'étant mieux connue généralement, dans ses grands traits, par les débutants, nous aurons plus de chances d'être compris.

CHAPITRE III

DES MEMBRES DE LA PLANTE

TIGE

La tige tire son origine du point végétatif, portion extrême du mamelon central du bourgeon (*pv*, XXVI, 3 et 4). Cette partie est occupée par un tissu homogène, riche en protoplasma, qui, en multipliant ses éléments d'une façon fort active pendant toute la période de végétation, amène 1° l'élongation du cône central, 2° la formation de feuilles à sa base (*f*, mêmes figures). Les petites feuilles sont pressées les unes contre les autres dans le bourgeon, mais elles s'écartent généralement par l'élongation successive des entre-nœuds inférieurs, les plus âgés du bourgeon. De là, deux causes d'accroissement en longueur de la tige; la première se fait toujours sentir ; il n'en est pas toujours de même de la seconde, car, si l'on voit quelques entre-nœuds acquérir jusqu'à 25 centimètres de longueur, ils peuvent parfois rester tellement courts que le végétal semble dépourvu de tige et prend, pour cela, le nom d'*acaule*.

Les départs répétés de feuilles sur un espace limité compliquant assez la structure pour dérouter complètement un débutant, nous conseillons de rejeter totalement, pour l'étude des faits qui vont suivre, les végétaux acaules ou à entre-nœuds très courts. Il convient même de ne pratiquer de coupes que vers le milieu des entre-nœuds, car le raccordement d'une feuille à la tige entraîne toujours un certain déplacement des tissus. Ces recommandations sont faites une fois pour toutes et s'appliquent à tous les végétaux caulescents phanérogames ou cryptogames. Nous reviendrons, en temps utile, sur la structure des nœuds.

Tous les éléments du point végétatif sont semblables; un *épiderme* se distingue seul à la surface. Si l'on descend le long de la tige, on rencontre des éléments de plus en plus âgés et l'on s'aperçoit facilement que des différenciations de plus en plus profondes s'établissent. Dans le voisinage même du point végétatif, les cellules internes se groupent déjà en deux massifs : l'un médian, cylindrique : le *cylindre central;* l'autre également cylindrique, mais creux, remplissant l'espace compris entre l'épiderme et le cylindre central : le *cylindre cortical.*

Mais, là encore, tous les éléments de la tige ont des parois minces et l'on ne peut prévoir quels seront les rôles qu'ils auront à jouer ; il faut descendre davantage encore et gagner le dernier ou l'avant-dernier entre-nœud *récemment développé* pour trouver des éléments nettement différenciés. En ce point seulement, la tige ne présentera que des éléments tirant leur origine du point végétatif ou méristème primitif, et ceux-ci seront assez développés pour qu'on puisse tirer des conclusions certaines de leur observation. La tige possède alors, dit-on, la *structure primaire* [1]. C'est dans cet état que nous la prendrons de prime abord.

La structure primaire étant constante chez certains végétaux herbacés grêles ou aquatiques et encore dans la plupart des pédoncules floraux, on pourra s'adresser à eux, tout aussi bien qu'aux entre-nœuds les plus jeunes de la plante; on devra même leur donner la préférence si la saison est avancée et que la date de la formation du dernier entre-nœud se trouve un peu éloignée.

Nous verrons qu'en ce point nos masses homogènes primitives : épiderme, cylindre cortical et cylindre central, auront différencié leurs éléments de telle façon que, sans cesser de former trois individualités distinctes, chacune renfermera plusieurs tissus différents. Ces faits s'observent chez tous les végétaux caulescents; aussi y a-t-il un véritable intérêt théorique à les réunir dans une même étude, car l'on peut ainsi montrer que les végétaux appartenant aux divers embranchements diffèrent beaucoup moins entre eux que ne l'admettaient les anciens botanistes. D'une façon générale, les mêmes tissus se développent toujours dans les mêmes masses primitives, mais la disposition de ceux qui se forment dans le cylindre central est très variable; elle fournit même des caractères distinctifs des embranchements.

1. Lorsque l'axe ne possède que des éléments tirant leur origine du méristème primitif, ceux-ci sont tous *primaires*. Un tissu primaire peut, en se cloisonnant, devenir générateur, mais les tissus qu'il forme sont *secondaires*. De même, un tissu secondaire donnera, en se cloisonnant, des tissus *tertiaires*, etc., etc... Nous aurons bientôt occasion de faire connaissance avec ces tissus secondaires, tertiaires, dont les générateurs portent les dénominations générales de cambiums ou de méristèmes.

La fusion nous conduit à une complexité très grande et, quel que soit l'attrait qu'elle présente, on ne peut y avoir recours dans un livre pratique, surtout si l'on considère que les esprits ne sont pas encore accommodés avec ces idées nouvelles de rapprochement. Nous aurons soin cependant de faire remarquer les points de contact; ils nous fourniront un appui pour faciliter l'étude, et la philosophie y trouvera son compte.

Nous sommes donc conduits à séparer les dicotylédones, les monocotylédones et les cryptogames.

TIGE DES DICOTYLÉDONES

1° DICOTYLÉDONES NORMALES

a. *Formations primaires.*

La tige des dicotylédones à l'âge primaire nous présente de dehors en dedans (4, XI, pédoncule du *Calendula officinalis*) :

1° L'appareil tégumentaire (*ep*),		issu de l'épiderme.
2° L'hypoderme,	dont la présence n'est pas constante,	issus du cylindre cortical.
3° Le collenchyme, (*col*),		
4° Le parenchyme cortical, *pc*,		
5° L'endoderme, *en*,		
6° Le péricycle ou péricambium, *p*,		issus du cylindre central.
7° Les faisceaux libéro-ligneux, *flb*,		
8° L'appareil conjonctif du cylindre central comprenant :	1° les rayons médullaires, *rm*,	
	2° la moelle, *m*,	

L'APPAREIL TÉGUMENTAIRE a pour tissu fondamental la membrane épidermique composée de cellules en forme de parallélipipèdes (*ep.* 4′,4″, XI), renforcées extérieurement par la cuticule, étirées parallèlement à l'axe et d'autant plus allongées que l'étendue de l'entre-nœud qu'elles recouvrent est plus considérable. Il est percé de stomates dans les points où il est en relation avec le tissu chlorophyllien (*st.* XI. 4′), en est dépourvu là où il recouvre un massif épais de collenchyme. A cet épiderme se joignent souvent des poils, des glandes (*p. gl.* 4′); en un mot, tout ce que nous avons dit touchant l'épiderme à propos de l'appareil tégumentaire peut lui être appliqué; il pourra donc s'adjoindre un hypoderme dans certains cas (Spartium).

Le COLLENCHYME, qui peut manquer totalement (rhizomes et quelques

tiges aériennes), ne s'étend jamais sur le pourtour entier de la tige. Lorsqu'il est fort étendu, il est peu puissant et interrompu çà et là par des prolongements du parenchyme cortical s'avançant jusqu'à l'épiderme. Il se localise le plus souvent en certains points formant des colonnettes saillant au dehors ; c'est à sa présence que sont dues les côtes qui hérissent les tiges et les pétioles des Cucurbitacées, Ombellifères, Composées (*col*, 4,4', XI), Ampélidées (XIII, 1, *col*), Caprifoliacées (*col*, 1, XII, sureau), Labiées (cataire, VII,4,4'), Solanées (Datura, 3, VII), etc., etc. Ces colonnettes de collenchyme sont, le plus souvent, opposées aux gros faisceaux de la tige.

Le PARENCHYME CORTICAL, qui se trouve réduit à 4-5 assises de cellules dans quelques tiges (*pc. ch*, 4', XI), acquiert sa plus grande puissance dans les rhizomes où on lui voit souvent l'épaisseur de plus de vingt rangées de cellules. Il est formé par des cellules à parois minces de forme peu variable, légèrement polygonales ou arrondies ou en forme d'ellipses dont le grand axe est parallèle à la surface, presque toujours un peu plus hautes que larges. Lorsque le parenchyme cortical est assez puissant, ses éléments sont disposés en deux séries opposées de cellules à diamètre décroissant ; les cellules les plus larges étant au contact, les plus étroites sont aux deux extrémités ; les cellules de la zone externe étant disposées sans ordre, celles de la zone interne sont en files radiales (*pc. i*, 4', XI). Lorsque le parenchyme cortical est réduit à quelques assises de cellules, la zone interne peut ne comprendre qu'une seule rangée d'éléments et ceux-ci s'appliquant alors à la formation de l'endoderme, la zone interne semble, dans ce cas, faire défaut.

Dans la plupart des tiges aériennes, les cellules du parenchyme cortical présentent toutes de la chlorophylle, d'où le nom de *parenchyme herbacé* par lequel il est souvent désigné; cependant il n'est pas rare de voir la chlorophylle faire défaut dans les cellules les plus profondes; elle manque presque toujours complètement sous les gros faisceaux de collenchyme (*pc. ch* et *pc. i*, 4', XI). La chlorophylle est remplacée dans les rhizomes par de l'amidon.

On rencontre parfois des cellules scléreuses isolées ou réunies en petits massifs dans l'intérieur du parenchyme cortical : les *Liriodendron tulipifera* (*c. sc.* 11, XI), les *Aria græca*, *latifolia*, *nivea*, les *Camelia*, les Cannellacées, en montrent des exemples. Les fibres et massifs prosenchymateux sont plus rares (*Casuarina equisetifolia*, *Cunninghamiana*, *angulata; Catalpa*). Les cellules cristalligènes y sont très fréquentes. Les cellules à tanin se rencontrent dans le parenchyme cortical de beaucoup de nos arbres (*chêne*, *tan.* 16, IX; les Pomacées). Des laticifères s'y trouvent chez les Convolvulacées, Euphorbiacées, Morées, Urticées, Apocynées, Asclépiadées ; des canaux sécréteurs chez les Ombellifères, Araliacées et

Clusia; des glandes unicellulaires chez les Laurinées, Magnoliacées (*gl*, 11, IX), Canellacées; des glandes schizogènes chez les *Ruta graveolens*, les Citrus, les Eucalyptus et les Myrtus; des cellules productrices de gomme chez les Malvacées. Enfin, le parenchyme cortical présente des canaux aérifères chez les plantes submergées totalement ou partiellement : Myriophyllum, *Rumex hydrolapathum*, *Menyanthes trifoliata*, *Trapa natans*, Utricularia, etc.

L'ENDODERME se forme par l'union, en une membrane individualisée, des cellules de la dernière assise du parenchyme cortical qui constituent parfois à elles seules la zone interne de ce parenchyme. D'une façon générale, il est moins bien caractérisé chez les dicotylédones que chez les autres végétaux, surtout dans les plantes à longs entre-nœuds. Le débutant aura besoin d'un certain apprentissage pour apprendre à le reconnaître dans tous les cas; il le recherchera successivement : 1° sur des dicotylédones aquatiques à tiges grêles; 2° sur des plantes herbacées peu volumineuses : les courts entre-nœuds de la pensée sauvage, de l'*Arabis alpina;* 3° sur la tigelle du ricin; 4° sur de jeunes tiges de Synanthérées (sauf les Chicoracées) où il présente dans son intérieur de petits canaux résineux qui serviront de points de repère; 5° sur des végétaux ligneux : les ronces, le sureau, les Pomacées, etc. On reconnaîtra les cellules de l'endoderme : 1° à leur position : elles limitent intérieurement le cylindre cortical (*en*, 4, 4′, 4″, XI); 2° à leur forme polyédrique; 3° à un plissement de leurs parois longitudinales radiales qui se projette sur la coupe transversale comme une petite ellipse noire (1′, XII, *en*); mais il est bon de faire remarquer que ce caractère manque presque toujours dans les longs entre-nœuds; 4° à leur contenu, très variable, il est vrai, mais presque toujours bien différent de celui des cellules voisines : le plus souvent dépourvues de chlorophylle, ces cellules ne montrent point de contenu ou présentent de petits granules d'un amidon très réfringent (*en*, fig. 56), ce qui a fait désigner anciennement l'endoderme par le nom d'*assise amylifère*, ou de l'oxalate de chaux en abondance, ou du tanin; 5° l'état de leur paroi qui se subérifie parfois, ce qui lui communique une teinte noirâtre particulière et lui permet de fixer l'aniline; mais ce fait est peu commun chez les dicotylédones. On doit certainement attribuer ces caractères peu tranchés au rôle fort effacé que l'endoderme joue dans la tige aérienne des dicotylédones; ils sont suffisants cependant pour qu'on puisse en reconnaître la présence. L'étude comparée des divers membres de la plante ne permet plus de mettre son existence en doute.

Le PÉRICYCLE OU PÉRICAMBIUM est immédiatement appliqué contre l'endoderme et forme la limite externe du cylindre central. Ce tissu, que l'on retrouve dans tous les membres de la plante où il accompagne les faisceaux libéro-ligneux, était très peu connu dans la tige jusque dans ces dernières

années ; on savait seulement qu'il existait à la périphérie du cylindre central un tissu éminemment prédisposé à devenir générateur, d'où le nom de péricambium. Il donne naissance, en effet, dans certaines plantes aux tissus les plus divers : tissus conjonctifs, subéreux, libéro-ligneux, etc., mais son rôle principal semble être la formation des racines adventives, car il n'est autre chose que la prolongation dans la tige de la membrane rhizogène de la racine. Cependant, étant données les conditions absolument défavorables dans lesquelles se trouvent les tiges aériennes pour donner naissance à des racines, le péricambium perd le plus souvent de bonne heure le pouvoir générateur et s'applique au moins partiellement au soutien de la plante. Du prosenchyme et du sclérenchyme apparaissent dans son épaisseur ; pour cela, il divise tout ou partie de ses éléments et, au lieu de se présenter à l'état de membrane, comme dans la racine, il est plus souvent dans la tige à l'état de massif annulaire. Il a parfois la même puissance en tous ses points ; cependant, la prolifération se faisant ordinai-

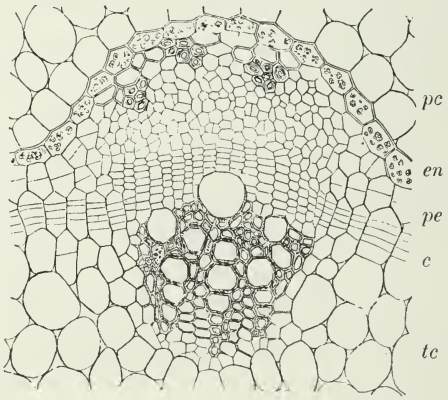


Fig. 56. — Coupe transversale de la tige hypocotylée du ricin, montrant la partie interne du parenchyme cortical, *pc;* l'endoderme, *en;* le péricycle, *pe*, qui a repoussé l'endoderme vers l'extérieur en face du faisceau libéro-ligneux ; les faisceaux libérien et ligneux, séparés par le cambium, *c ;* le tissu conjonctif central *tc*, se divisant en moelle et rayons médullaires. Le péricycle est formé par une assise de cellules en voie de cloisonnement en face des rayons médullaires, par plusieurs assises d'éléments plus petits en face des faisceaux ; là, quelques-uns de ses éléments se sont groupés en massifs prosenchymateux, les autres parenchymateux se distinguent peu du liber.

rement avec plus d'intensité en face des faisceaux libéro-ligneux (fig. 56), il est souvent inégal et se présente plutôt comme une roue dentée dont les saillies repoussent vers l'extérieur l'endoderme (*p*, 4 et *pe*, 4′, 4″, XI; 1′, XIII, vigne). Le péricycle peut se comporter de façons très différentes ; pour résumer autant que possible, nous rassemblerons sous forme de tableau ses principales manières d'être. Nous empruntons, en grande partie, les éléments de ce tableau à la thèse de M. Morot.

LE PÉRICYCLE PEUT ÊTRE :

- homogène, entièrement
  - mou, formé
    - d'une seule assise de cellules. — Dipsacées, Valérianées, Adoxa, balsamines, les tiges grêles submergées.
    - de 2 ou plusieurs assises de cellules. — *Rubia tinctorum*, capucine, groseillier, *Saxifraga hirsuta*.
  - fibreux... *Lysimachia vulgaris*.
- hétérogène,
  - formé d'une rangée d'éléments seulement, en partie fibreux, en partie mous. — *Cinchona succirubra*, *Solanum villosum*.
  - formé, au moins en certains points, de plusieurs couches d'éléments. Il
    - est en partie mou, en partie composé de fibres disposées
      - isolément ou en petits groupes. — *Coffea arabica*, *Sambucus nigra* (1', XII), *Urticées*, *Viburnum*, *Iberis sempervirens*.
      - en îlots..... — Oleacées, Asclépiadées, Jasminées, chanvre.
      - en réseau... — Malvacées, *Sparmannia africana*, *Syringa vulgaris*, Corchorus.
      - en un cercle presque continu. — Térébinthacées, *Linum perenne*.
      - en une zone externe recouvrant une zone molle interne. — *Berberis vulgaris*, Cucurbitacées (3, XIV), Caryophyllées, Lonicera, Aristolochia.
      - en massifs puissants, localisés devant les faisceaux libéro-ligneux. — Ampélidées (1', XIII), Composées (*pe*, 4', XI), Ombellifères, Polygonacées, Myrtacées, Philadelphus, Rosa, Rubus, *Menispermum canadense*.
    - est mou avec des organes sécréteurs — *Dipsacus sylvestris* (cellules à tanin); Hypéricinées non arborescentes, Pittosporum, *Hydrocotyle vulgaris*, *Bupleurum fruticosum* (canaux sécréteurs).
    - est mou avec fibres et organes sécréteurs — La plupart des Ombellifères (canaux sécréteurs); les Chicoracées (laticifères).

Enfin, dans certains végétaux : Clusia, Erica, *Tropæolum majus*, la plupart des Pomacées, Daphne, *Vaccinium myrtillus*, *Strychnos nux vomica*, *Aristolochia clematitis*, Caryophyllées, le chêne (*per*, 16, IX), etc., etc., les cellules primitivement molles se sclérifient avec l'âge, ce qui commu-

nique un nouvel aspect au péricycle : il devient ainsi chez les uns entièrement sclérenchymateux, chez les autres partiellement sclérenchymateux, partiellement prosenchymateux.

Les éléments à parois épaisses du péricycle sont le plus souvent lignifiés et retiennent par conséquent la fuchsine avec intensité. Chez certaines Ombellifères et Composées les fibres restent longtemps dans un état transitoire collenchymatoïde, mais, lorsque la saison s'avance, elles se lignifient de la façon la plus accentuée; le fait est intéressant à noter pour éviter les confusions.

Le LIBER et le BOIS sont unis en faisceaux collatéraux. Ils se différencient dans un tissu particulier : le *procambium*, massif de cellules étroites et allongées, disposés en cordons isolés, appuyés contre le péricycle, courant parallèlement à la direction de l'axe. La différenciation du procambium est progressive; elle débute en deux points diamétralement opposés, puis, s'étendant peu à peu, les formations nouvelles convergent l'une vers l'autre. Du bois se produit ainsi dans l'ordre centrifuge à la partie interne du massif (*b*, 4, 4′, XI), du liber se développe dans l'ordre centripète dans la moitié externe. Il arrive parfois, chez les aquatiques submergées à tiges grêles, dans les pédicelles des petites fleurs, que le procambium se transforme ainsi totalement en liber et en bois, mais habituellement chez les dicotylédones une rangée au moins de cellules échappe à l'adaptation, séparant ainsi nettement les deux formations. Nous reviendrons bientôt sur cette assise qui jouera un rôle considérable à une époque plus reculée : la période secondaire de la tige.

Le *bois primaire* des dicotylédones est formé par des vaisseaux spiralés disposés, presque toujours, en séries radiales séparées par du parenchyme ligneux (*b*, *pb*, 4, 4′, XI). Les extrémités internes des lames vasculaires sont toujours plongées au milieu d'un massif parenchymateux plus ou moins puissant. Le parenchyme ligneux primaire peut conserver en tous temps ses parois minces (B^1, 1′, XII) ou les épaissir plus ou moins (Pomacées). Chez les Diptérocarpées, Liquidambarées, *Ailanthus glandulosa*, Brucea, une partie des Simaroubées (Picræna, Simaba, Simarouba, non Quassia), on trouve un canal résineux logé dans le massif parenchymateux extrême. Chez les aquatiques, le bois primaire disparaît de bonne heure et est remplacé par une lacune remplie d'eau.

Le *liber* a une composition semblable : il ne présente généralement que des vaisseaux cribreux et du parenchyme libérien, car les fibres libériennes externes des anciens botanistes appartiennent, dans presque tous les cas, au péricycle. Le liber primaire des Anacardiacées et Burséracées contient des canaux sécréteurs.

Le centre de la tige est occupé par un massif puissant de tissu conjonctif

formant la MOELLE. De la moelle partent des prolongements qui, se glissant entre les faisceaux libéro-ligneux, s'étendent jusqu'au péricycle : ce sont les RAYONS MÉDULLAIRES. Moelle et rayons médullaires sont constitués bien souvent par un parenchyme de cellules polyédriques ou arrondies à parois très minces (*m*, *rm*, 4, 4′, XI), un peu plus hautes que larges; souvent aussi ce parenchyme se sclérifie en totalité ou en partie. Dans le second cas, le sclérenchyme se développe surtout dans les rayons médullaires et à la périphérie de la moelle (*Adonis vernalis; Vitis vinifera* 1, XIII, *sc* sureau, *psc*, 1′, XII); il peut se localiser nettement à la pointe interne des faisceaux : le gui, dans lequel le sclérenchyme est remplacé par un massif volumineux de prosenchyme, nous en offre un bon exemple (5, 5′, 5″, XIII, *pr*). Les cellules scléreuses se rencontrent aussi plus profondément dans la moelle, mais leurs dispositions sont très variées : les Sorbus n'en présentent que quelques-unes; chez les Malus (*sc*, 2, XII), Castanea, Fagus, Quercus, elles envahissent une grande partie de la moelle; chez le *Liriodendron tulipifera* elles forment des massifs transversaux continus, alternant avec des portions entièrement parenchymateuses; chez les Pyrus, Clematis, elles constituent à elles seules le tissu conjonctif central. Le parenchyme à parois minces meurt de très bonne heure; la vitalité du sclérenchyme est très grande et elle est attestée par le dépôt d'amidon dans son intérieur, dépôt qui se renouvelle à chaque automne pour disparaître au printemps suivant. Les cellules cristalligènes sont fréquentes dans la moelle; l'oxalate de chaux peut s'y présenter avec des formes diverses. On y rencontre des éléments sécréteurs : de longues cellules résineuses dont l'étendue est celle de l'entre-nœud auquel elles appartiennent chez le sureau (*cr*, 1′, 1″, XII); des cellules (Pomacées), des vaisseaux à tanin (Rosacées, Rubus); des laticifères chez les Euphorbiacées, Ficus, Asclépiadées, Apocynées, Campanulacées, Lobéliacées, Convolvulacées, diverses Papavéracées; des canaux sécréteurs chez les Ombellifères, Araliacées, Radiées, Tubuliflores, Rhus, Clusia.

La moelle est beaucoup plus étroite dans les tiges souterraines et submergées que dans les tiges aériennes; elle manque même chez quelques-unes de celles-là : Ceratophyllum, Callitriche, Myriophyllum, *Adoxa Moschatellina*. Dans ces végétaux, les rayons médullaires disparaissent également et le bois occupe le centre de la tige. La moelle peut se rencontrer et les rayons médullaires manquer : Hippuris, Trapa, Rhinanthacées, clandestine. Enfin, partout où la tige est fistuleuse (Composées, Ombellifères, Labiées), le fait est dû à la dilacération et à la résorption de la partie centrale de la moelle.

Pour éviter au débutant l'embarras du choix entre tous les exemples cités, nous l'engageons à étudier d'abord la tige primaire sur de jeunes

rameaux de mercuriale, de bégonia, de pensée sauvage, d'*Arabis alpina*, sur des pédoncules floraux supportant le bouton ou la fleur encore épanouie; ils vérifieront ensuite les points délicats sur les échantillons propices. Les coupes transversales seront pratiquées vers le milieu de l'entre-nœud. Les coupes longitudinales, faites dans les mêmes parties de l'axe, et sur des fragments de 8 mm. au plus, seront radiales : c'est-à-dire, qu'elles passeront autant que possible par le centre ; ces coupes présenteront seules la totalité des tissus, et encore faudra-t-il avoir soin d'en monter plusieurs de cette sorte afin d'en posséder au moins une passant par l'axe d'un faisceau libéro-ligneux et une autre suivant le trajet d'un rayon médullaire. On fera bien de traiter quelques coupes par la fuchsine ammoniacale qui, en colorant les tissus lignifiés et subéreux, pourra montrer quelques détails de structure qui passeraient inaperçus sans elle ; en tous cas, il ne faut observer les préparations colorées qu'après avoir vu la coupe dans son état naturel, montée dans l'eau ou mieux dans la glycérine acétique. Les colorants ne sont que des adjuvants; ils peuvent manquer; l'on doit donc s'accoutumer, autant que possible, à reconnaître les tissus sans leur secours.

b. *Formations secondaires.*

Un certain nombre de dicotylédones, avons-nous vu, différencient totalement leur procambium en bois et en liber. De ces plantes inférieures il ne nous reste rien à dire, car elles conservent pendant toute leur existence la structure primaire; les quelques modifications qu'elles présentent avec l'âge, portent presque toutes sur la paroi des cellules, ou bien, si des productions nouvelles (suber, etc.) apparaissent, celles-ci sont trop peu puissantes pour voiler la structure primitive. La caractéristique de ces végétaux est de ne posséder que des faisceaux libéro-ligneux *fermés à l'accroissement* ou plus simplement *fermés*. Les faits suivants vont nous donner l'explication de ce qualificatif.

Les dicotylédones, considérées en général, tirent un de leurs caractères fondamentaux de la propriété que possèdent leurs tiges de s'accroître en volume par apparition dans leur intérieur d'éléments libéro-ligneux nouveaux. Ces éléments ont pour organe générateur cette assise de cellules procambiales, que nous avons fait remarquer, qui a été réservée entre le bois et le liber primaire. A une certaine distance du point végétatif, là où le liber et le bois primaire sont nettement différenciés, chacun des éléments de cette assise s'allonge parallèlement au rayon, puis sépare ses deux extrémités par des cloisons perpendiculaires au rayon, donnant ainsi naissance à trois cellules nouvelles. La cellule médiane restant seule

génératrice s'allonge de nouveau dans le même sens que précédemment et se redivise plus tard en trois cellules qui se trouvent comprises avec les deux précédentes dans une même file radiale (*c*, 4, 4′, XI). Cette multiplication se continuant toujours de la même façon, chaque cellule génératrice donne naissance, finalement, à une longue file radiale de cellules dans laquelle on peut distinguer trois parties : 1° une partie profonde appuyée contre le bois primaire et s'étendant jusqu'à la génératrice; 2° la génératrice; 3° une partie externe comprise entre la génératrice et le liber primaire de l'autre. Presque dès leur formation les éléments de la partie profonde se transforment en bois (sureau, B^2, 1′, 1″, XII), ceux de la partie externe en liber (*l*, 1′, 1″, XII; vigne, 1, 1′, XIII). Ces éléments sont *secondaires* puisqu'ils proviennent de la segmentation d'un élément primaire. Le tissu générateur est le *Cambium* proprement dit; les faisceaux libéro-ligneux qui le possèdent sont dits *ouverts à l'accroissement* ou simplement *ouverts*.

Le cambium reste parfois confiné dans les faisceaux libéro-ligneux (beaucoup de Renonculacées); les formations secondaires sont alors très peu puissantes et le cambium meurt de bonne heure : les génératrices se différencient en éléments libériens ou ligneux. Ce cas est rare; plus souvent, le cambium s'étend dans les espaces interfasciculaires et ses fragments se réunissent par suite en un anneau continu. Pour cela, certaines des cellules parenchymateuses qui séparent les faisceaux deviennent à leur tour cambiales: lorsque les rayons médullaires sont très larges et que le cambium intrafasciculaire ne se trouve pas profondément situé, ce sont les cellules molles interfasciculaires du péricycle qui jouent ce rôle (Begonia, *Impatiens parviflora*); lorsqu'il en est autrement, ce sont les cellules des rayons médullaires placées à la hauteur du cambium intrafasciculaire qui ferment le cercle (la plupart des Labiées, Crucifères, Composées, *Primula auricula*, châtaignier, érable, *Lychnis githago*, ricin (*c*, fig. 56, pg. 170). Dans les tiges herbacées, la vie du cambium est limitée, dans les rhizomes son activité est faible, et, conséquemment, dans ces cas le bois et le liber secondaires sont peu puissants; chez les végétaux ligneux, le cambium donne naissance pendant un temps indéterminé à des productions nouvelles qui, en s'ajoutant, forment un volume considérable, car elles constituent presque à elles seules la totalité de la masse de nos arbres.

Le cambium ne donne pas seulement naissance à du bois et à du liber; certains de ses éléments produisent des lames radiales de parenchyme d'une ou de plusieurs cellules d'épaisseur et de hauteur variable, car la lame peut ne comprendre qu'une file d'éléments, mais elle résulte plus souvent de la superposition de 2-15 files de cellules (chêne, fig. 26, p. 114, *m*); elle s'étend parfois, mais rarement, sur toute l'étendue d'un entre-nœud (vigne).

Ces lames portent aussi le nom de *rayons médullaires;* on devra encore les distinguer par le qualificatif de *secondaires*. Lorsque ces éléments se trouvent dans une région interfasciculaire, ils prolongent, pour ainsi dire, les rayons primaires au milieu des formations secondaires, maintenant les relations primitives de la moelle avec le péricycle ; s'ils sont logés dans l'épaisseur d'un faisceau, ils traversent encore complètement les formations secondaires et appuient leurs extrémités contre le bois et le liber primaire. Enfin, il est fréquent, normal même, de voir certaines cellules cambiales devenir formatrices de rayons après avoir donné naissance pendant un temps plus ou moins considérable à des éléments libéro-ligneux. Ces rayons tardifs (rm^2, XII, 1) auront leurs terminaisons dans le bois et le liber secondaires ; on les reconnaîtra facilement à leur longueur, toujours moindre que celle des précédents. Chez les Rhinanthées, Crassulacées, Caryophyllées, il ne se forme point de rayons médullaires secondaires. Les rayons médullaires se lignifient d'une façon presque constante dans le bois; leurs éléments deviennent fréquemment scléreux, et, cela aussi bien dans le liber que dans le bois.

La constitution du *bois secondaire* est très variable ; je ne puis m'attarder aux cas particuliers : à côté des vaisseaux parfaits ou imparfaits qui peuvent être réticulés, rayés, ponctués, jamais annelés ou spiralés, se rencontreront des fibres et du parenchyme très diversement assemblés. Les fibres l'emporteront en quantité dans les tiges ligneuses dressées, le parenchyme dans les rhizomes. La structure du bois est, du reste, intimement liée au milieu qu'habite le végétal et à son port : les vaisseaux seront très larges dans les lianes, fort étroits chez les végétaux qui habitent les lieux secs (Éricacées). Les éléments du bois secondaire sont toujours disposés en files radiales interrompues, çà et là, par les vaisseaux qui, en raison de leur diamètre plus considérable, empiètent sur les éléments voisins qu'ils repoussent et déforment (XII : 1′, B^2; 2′, *v*).

Le bois d'une tige âgée se divise en couches concentriques et tout le monde sait que chacune d'elles représente, dans nos pays, la production d'une année, celle d'un mois dans les régions équatoriales (XII, 2, B′, B^2, B^3, pommier). Cet effet est dû à ce que le bois du printemps (*b. p*, 2′, XII) étant constitué par des vaisseaux nombreux et larges, des fibres larges à parois minces, celui qui se forme plus tard présente des vaisseaux d'autant plus rares et plus étroits, des fibres d'autant plus nombreuses, étroites et épaisses que l'époque de l'année à laquelle il apparaît est plus avancée (*b.a*, bois d'automne, 2′, XII); il existe une différence de structure assez considérable entre les formations extrêmes de deux périodes végétatives successives pour que cette différence soit saisie à l'œil nu. La cause réside dans l'état hygrométrique différent du sol. Le bois de la première année B^1

comprend du bois primaire b' et du bois secondaire b^2 (2, XII); celui des années suivantes est entièrement secondaire (b^2).

On peut rencontrer, dans le parenchyme ligneux secondaire, de l'amidon, des cristaux. Le bois secondaire des seules Papayacées renferme normalement des organes sécréteurs : des laticifères en réseaux. On voit souvent chez les plantes à latex (Chelidonium, etc.) ce liquide pénétrer accidentellement dans les vaisseaux du bois.

Le *liber secondaire*, presque toujours moins puissant que le bois de même ordre, possède, pour des raisons semblables, une structure aussi variable que celle de celui-ci. Il est généralement réduit à des vaisseaux cribreux et à du parenchyme dans les rhizomes et aussi dans certaines tiges aériennes (bouleau, platane, Menispermum, Punica, Ribes, Berberis). A ces éléments s'ajoutent des fibres libériennes en petite quantité chez les Cinchona, Morées, Daphne; ces fibres sont plus nombreuses chez le chêne (*fl*, 16, IX), les Pomacées, les Rhamnus ; plus nombreuses encore et disposées en bandes transversales dans les Vitis (1', 2', 3', XIII), Malvacées, Tiliacées, Salix. Les cellules scléreuses ne sont pas rares dans les vieilles écorces, mais on les rencontre aussi dans des tiges jeunes : chêne (*c*, *scl*, 16, IX), Magnoliacées, Cannellacées, *Viburnum lantana*, Æsculus. L'oxalate de chaux et l'amidon sont fréquents, le dernier en hiver, dans le parenchyme libérien. Le liber secondaire des Morées, Chicoracées, Papavéracées, Campanulacées, Lobéliacées, Convolvulacées présente des laticifères; celui des Ombellifères, Araliacées, Térébinthacées, Clusiacées, Pittosporum, de certaines Radiées et Carduacées, contient des canaux sécréteurs; celui des Magnoliacées et Laurinées, des glandes unicellulaires; celui des Légumineuses, des chênes (16, IX), du tanin. Les éléments du liber secondaire sont disposés normalement en files radiales qui se trouvent dans le prolongement de celles du bois secondaire (XIII). Cet ordre est parfois, mais rarement, voilé 1° par le développement considérable de quelques éléments (vaisseaux cribreux des lianes; cellules scléreuses); 2° par la segmentation hâtive d'un élément primitif destiné à donner naissance soit à un vaisseau cribreux et à ses cellules annexes, soit à un petit massif de prosenchyme; 3° par la segmentation tardive de ses éléments parenchymateux se prêtant par leur multiplication à l'accroissement en volume de la tige; 4° par l'écrasement des parties anciennes sous la pression des tissus de nouvelle formation. Ces parties écrasées se présentent comme des lames amorphes que certains désignent par le nom de *parenchyme corné;* il faut faire remarquer que ces lames sont formées, la plupart du temps, par des vaisseaux cribreux aplatis et non par du parenchyme.

L'apparition de ces formations secondaires dans le cylindre central amène des modifications dans le cylindre cortical. L'épiderme dépourvu

d'une activité vitale assez grande pour se prêter longtemps à l'accroissement en volume de la tige (le gui fait exception et multiplie indéfiniment les cellules de son épiderme) se déchire et est remplacé par un *liège* dont l'assise génératrice peut, selon les cas, être plus ou moins profonde, conserver longtemps le pouvoir générateur ou le perdre plus ou moins tôt (p. 128). Dans le second cas, il se produira une nouvelle formation subéreuse plus profonde qui sera, à son tour, remplacée après sa mort par une troisième située plus profondément encore, et ainsi de suite. Tôt ou tard, selon le lieu de formation de la première assise phellogène, le suber se développera dans le liber et chaque nouveau rajeunissement verra le massif protecteur plus rapproché du cambium. Ce tissu générateur ne sera jamais atteint cependant, car il importe à la nutrition du végétal que les formations libériennes de la dernière année soient au moins respectées. C'est ainsi que les choses se passent dans la vigne, les Clematis. Les figures 1-3 de notre planche XIII sont destinées à faire comprendre le fait. 1, 1′, donnent la tige et l'écorce à la fin de la première année ; on n'y voit point de formations subéreuses ; 2, 2′ montrent la même tige arrivée à la seconde année de son existence et possédant un large massif de suber (*s*) qui s'est produit dans et à la face interne du péricycle ; ce liège causera la chute du cylindre cortical et du péricycle ; 3-3′ représentent la tige et l'écorce dans la troisième année : notre suber (*s′*) précédent est devenu externe et un nouveau liège (s^2) s'est développé profondément dans le liber et cause la chute de tout ce qui lui est extérieur.

Dans ces exemples, les massifs de liège entourent complètement la tige et à la desquamation un anneau entier se détache ; chez les vieilles écorces des Pomacées, des Cinchona, des platanes, la chute des parties externes se fait par écailles, car les nouvelles lames de suber sont simplement sécantielles et n'isolent que des segments de tissus.

Les tissus mortifiés par la formation de ces lames de suber de plus en plus profondes peuvent demeurer à la surface de la tige. Distendus par la pression des éléments sous-jacents, ils se déchirent longitudinalement, donnant naissance à une écorce crevassée dont la partie extérieure ou *rhytidôme* est constituée par la superposition des lames des tissus parenchymateux ou libérien morts alternant avec des lames de liège (vieilles écorces de chêne, tilleul, robinier, etc.).

Les cellules de l'assise phellogène se comportent parfois comme celles du cambium, c'est-à-dire se segmentent sur leurs deux faces interne et externe, parallèlement à la surface. Les éléments externes de la file, placés en deçà de la membrane génératrice, deviennent subéreux comme dans les cas ordinaires et constituent le liège ; ceux de la file interne, toujours beaucoup moins nombreux que les précédents, acquièrent de la chlorophylle

et renforcent ou remplacent la couche herbacée. Ce *parenchyme cortical secondaire* est appelé *phelloderme*. On peut l'observer sur les branches de deux ans des *Salix purpurea* et *alba*, *Fagus sylvatica*, *Ribes nigrum*, *Solanum dulcamara*, sur les tiges plus âgées de certaines Pomacées, des Quercus, etc.

Les *lenticelles* sont fréquentes sur les tiges des dicotylédones : le sureau (1, XII), le bouleau (fig. 48), les Pomacées, le cerisier, en fourniront facilement des exemples.

. . . . . .

Les végétaux qui ont servi à l'étude de la tige primaire (mercuriale, Begonia, Viola) pourront être utilisés pour l'observation de la naissance du cambium et des formations libéro-ligneuses secondaires; il suffira de s'adresser à une partie un peu plus âgée de la plante : la partie inférieure de l'entre-nœud sur lequel on a déjà opéré ou l'entre-nœud immédiatement inférieur.

On étudiera l'ensemble des formations secondaires sur des rameaux de deux ou trois ans, ayant au maximum 7 à 8 mm. de diamètre; il est déjà difficile d'obtenir avec les moyens ordinaires de bonnes coupes de cette dimension en raison de la consistance des tissus. On pourra s'adresser aux rosiers (suber tardif), sureau, Robinia, Pomacées, tilleul (suber superficiel), à la vigne (suber profond). Si l'on veut étudier des rameaux plus âgés, on aura soin d'isoler l'écorce du bois, et l'on opérera séparément sur chacun d'eux. Le bois variant peu avec le temps, l'étude de ce tissu pris dans la tige fort âgée n'est pas souvent plus intéressante que celle de la tige de trois ans. Il n'en est pas de même de l'écorce en raison des phénomènes importants de desquamation dont elle est souvent le siège ; on fera bien, en opérant sur les exemples que nous avons cités plus haut, d'étudier cette partie de la tige, comme nous l'avons fait pour la vigne (pl. XIII), sur plusieurs rameaux d'âge de plus en plus élevé ; on fera bien aussi de s'adresser à plusieurs végétaux différents. Le pharmacien, qui emploie un grand nombre d'écorces volumineuses, devra, plus que tout autre, se familiariser avec les divers aspects de la partie externe de la tige.

Les TIGES ARTICULÉES du gui, des Caryophyllées, qui se brisent si facilement à la hauteur des nœuds, doivent cette fragilité à la disparition du squelette fibreux en ces points.

Voyons, en effet, ce qui se passe dans le gui. Les figures 5,5′,5″, pl. XIII donnent la structure de la partie médiane d'un entre-nœud de cette plante ; c'est celle d'une dicotylédone ordinaire avec ces particularités spéciales : un épiderme permanent, un péricycle mou sauf en face des gros faisceaux libéro-ligneux où il est représenté par des massifs puissants de fibres (*pe*), un bois secondaire montrant des vaisseaux ponctués toujours imparfaits, à parois longitudinales épaisses, à parois transversales minces (*vi*), des

fibres fort brillantes (*f*), du parenchyme à parois minces (*pm*). La moelle et les rayons médullaires sont mous, mais il se développe, à la périphérie de celle-là, des massifs de prosenchyme, *pr*, immédiatement appliqués contre le bois primaire des plus gros faisceaux. Toutes les parties parenchymateuses de la tige, aussi bien celles du cylindre central que celles du cylindre cortical, sont gorgées d'amidon et de chlorophylle; les cellules cristalligènes sont également nombreuses. Pour bien saisir cette structure, il faut éliminer 1° la chlorophylle par l'alcool à 90°, 2° l'amidon en chauffant la préparation montée dans la glycérine acétique. Sans cette précaution on s'expose à prendre le liber pour une portion du parenchyme cortical : ce qui a déjà été fait.

Au voisinage du nœud, les faisceaux de prosenchyme sont remplacés par un tissu collenchymatoïde sans consistance et disparaissent tout à fait. Notre coupe 6, XIII, faite aussi près que possible de l'articulation, ne présente plus que quelques faisceaux flanqués extérieurement de prosenchyme et encore celui-ci est-il très peu développé. Par contre, on rencontre maintenant dans le parenchyme cortical de petits amas isolés de sclérenchyme, et un massif considérable du même tissu au centre de la moelle; ces éléments courts, non enchevêtrés (6′), ne peuvent suppléer les fibres dans les tractions latérales. Ainsi s'explique la faiblesse de l'axe en des points déterminés. L'encastrement du nœud dans la moelle de sureau doit être fait avec grand soin ; la tige doit être appuyée de toutes parts. Le rasoir sera excellent et l'opération se fera sans secousses, sous peine de voir la désarticulation se faire avant d'avoir atteint l'endroit voulu.

TIGES DES CONIFÈRES.

La tige des Conifères rappelle tellement dans ses grands traits celle des dicotylédones que nous ne pouvons faire mieux que de l'étudier en ce point; la marche à suivre est, du reste, identiquement la même (3,3′,3″, XII). La différence capitale porte sur la composition du bois secondaire constitué entièrement par des fibres aréolées dont les ponctuations, disposées en file simple, sont localisées sur les faces latérales de l'élément (18, II). Cependant, chez les Gnétacées, on rencontre également de véritables vaisseaux ponctués dont quelques-uns sont parfaits. Chez les Taxus, Cephalotaxus, Picea, les fibres aréolées présentent en plus un épaississement spiralé. Le parenchyme apparaît quelquefois dans le bois secondaire, mais il est toujours sécréteur et tapisse des canaux ou des poches sécrétrices ; Schacht le signale chez le *Taxus baccata*, qui passe généralement pour être dépourvu d'organes sécréteurs, mais, dans ce végétal, les cellules sécrétantes sont isolées.

Le parenchyme cortical présente souvent du prosenchyme dans son intérieur et il y est tantôt à l'état d'hypoderme, tantôt complètement indépendant de l'appareil tégumentaire; il renferme dans toutes les espèces (le *Taxus baccata* excepté) des canaux résineux. Le liber des Abiétinées dépourvu de fibres est constitué par des zones de tubes cribreux alternant avec du parenchyme, celui des Taxinées et des Cupressinées (7, III) présente une alternance de fibres, vaisseaux cribreux, parenchyme, vaisseaux cribreux, fibres, etc. Le liber primaire des Araucaria contient des canaux résineux; ces mêmes organes sécréteurs sont caractéristiques du liber secondaire des Cupressinées. Le bois secondaire présente des canaux sécréteurs chez les Pinus (3,3',3'', XII), Picea, Larix, Pseudostuga; les Pinus et Larix en possèdent également dans leur bois primaire. La moelle du ginkgo contient aussi des canaux sécréteurs. Les rayons médullaires n'ont qu'une assise de cellules d'épaisseur, ils logent souvent des canaux sécréteurs dans leur intérieur. L'oxalate de chaux est fréquent chez ces plantes ; chez beaucoup d'entre elles (les Abiétinées font exception) on le voit se déposer dans l'épaisseur des parois des éléments libériens (*ox*, 7, III).

2° TIGES ANOMALES DES DICOTYLÉDONES.

Un certain nombre de dicotylédones s'éloignent plus ou moins du type général. Le présent chapitre a pour but de faire connaître ces anomalies, leurs causes et les végétaux sur lesquels on pourra les rechercher. Nous aborderons en premier lieu les cas les plus simples.

1° La tige des Aristolochiées qui passe pour anomale ne l'est pas. Elle doit son aspect singulier d'abord à l'amplitude de ses rayons médullaires, d'épaisseur considérable, qui découpent le bois secondaire en éventail, ensuite, au peu de puissance de son liber secondaire.

2° Chez certaines Malpighiacées (Heteropteris), divers Cissus, Piper, le *Cassia quinquangulata*, le cambium étant dépourvu ou presque dépourvu, en certains points, du pouvoir générateur, tandis qu'il reste actif dans les autres, la *tige* tout en restant normale, *présente une surface irrégulière*, hérissée de saillies d'autant plus développées qu'elle est plus avancée en âge.

3° Chez un certain nombre de Bignoniacées (Bignonia), Malpighiacées (Tetrapteris), Apocynées (Echites), etc., le *bois secondaire est profondément divisé par des coins libériens* qui doivent cette position à ce fait que, là où on les rencontre, le cambium cesse de bonne heure de produire du bois, mais s'emploie, par contre, entièrement à la formation d'éléments libériens. Ces derniers se développent toujours en quantité exactement

convenable pour combler les espaces laissés entre les saillies des massifs ligneux secondaires et de telle façon que la tige conserve la forme cylindrique ordinaire, ne laissant rien paraître à l'extérieur de son anomalie.

4° Chez les Loganiacées (Strychnos), on *rencontre des massifs libériens au milieu du bois secondaire* (l^2, 4, XII). On expliquait le fait, jusque dans ces derniers temps, en disant que le cambium, cessant après un certain temps de donner naissance à des vaisseaux cribreux par sa face externe, les développait à sa face interne conjointement avec le bois secondaire. Pour M. Hérail, le cambium perdant son pouvoir en certains points de la tige y serait remplacé par un arc de tissu générateur qui, ayant ses extrémités dans la zone cambiale normale, s'avancerait profondément dans le liber. Les portions interceptées du liber seraient bientôt recouvertes par le bois secondaire qui prendrait naissance à la face interne de cet arc cambial, d'où leur position anomale.

5° On rencontre du *liber primaire à la face interne du bois primaire* chez les Gentianées, Convolvulacées (*l*, 4, XIV), Solanées (*l*, 2, XI), Apocynées, Asclépiadées, Loganiacées, Campanulacées, Stylidiées, Chicoracées, Œnothérées, Myrtacées, Cucurbitacées (*l*, 3, XIV), Nymphæa. Cette anomalie est due, au moins dans un grand nombre de cas, je m'en suis assuré, au passage, à la hauteur du collet, d'une partie du liber externe dans la moelle. Le cheminement se fait à travers les rayons médullaires.

Avec l'âge et une nutrition active, on voit souvent se former une zone de cambium contre ce liber interne; il se développe, par la suite, des formations libéro-ligneuses secondaires à son contact (Chicoracées, Cucurbitacées, Campanula, *Tecoma radicans*.)

6° Les *faisceaux* des Cucurbitacées *sont disposés sur deux cercles* (3, XIV); mais, s'il faut en croire M. Van Tieghem, l'anomalie serait ici plus apparente que réelle : les faisceaux du cercle interne devraient leur position au développement exagéré des parties du péricycle qui leur font face. La limite externe du péricambium est nettement indiquée par l'anneau sclérreux *pe* qui lui appartient. Les faisceaux sont bicollatéraux et présentent deux cambiums, localisés, il est vrai, dans les faisceaux.

7° C'est à la *disposition particulière des faisceaux libéro-ligneux primaires* que serait due, d'après Nægeli, la singulière structure des Sapindacées. Par exemple : on rencontre chez le *Serjania triternata* (2, XV), autour d'un corps central libéro-ligneux entourant la moelle *m*, trois systèmes semblables, mais plus petits, ouverts à l'accroissement comme le précédent; le tout est logé dans le cylindre central dont la limite est indiquée par l'anneau de sclérenchyme *sc*, partie externe du péricycle. Les faisceaux primaires, indiqués par la position des trachées, sont, en effet,

disposés dans un ordre tel qu'il est impossible qu'ils soient réunis par un même anneau de cambium ; de là quatre systèmes indépendants.

8° Chez quelques végétaux, les faisceaux foliaires, au lieu de quitter le cylindre central à la hauteur même de l'organe auquel ils sont destinés, l'abandonnent auparavant, soit dans le parcours de l'entre-nœud inférieur (certaines Pomacées), soit plus bas encore ; ces *faisceaux cheminent dans le parenchyme cortical* jusqu'à leur arrivée à destination. On trouve des exemples de ce fait chez les Viciées, *Begonia angularis* et *tomentosa*, les tiges florifères des *Sempervivum canariense* et *urbicum* et de l'artichaut (dans lequel le cercle interne plus ou moins régulier, qui borde la moelle, est le représentant des faisceaux normaux des dicotylédones, comme l'a démontré M. Grignon). La disposition des faisceaux du *Nelumbium speciosum* peut être comparée à celle de l'artichaut. Enfin, chez les Calycanthus (I, XV), on rencontre dans le parenchyme cortical quatre faisceaux libéro-ligneux foliaires ouverts, dont le bois primaire *b*, tourné vers l'extérieur, s'appuie contre un massif assez puissant de prosenchyme *pr*.

9° Il existe des *faisceaux médullaires* en nombre variable, disposés sans ordre ou sur un ou plusieurs cercles (Artanthe, Peperomia), selon les cas, chez les Pipéracées (5, XIV), *Phytolacca dioica* (2, XIV), Begonia à tubercules ou à rhizomes, Araliacées, quelques Ombellifères : Œnanthe, (*flb.a*, 1, XIV ; les faisceaux y sont localisés à la périphérie de la moelle), *Silaus pratensis*, *Opopanax chironium*, *Peucedanum oreoselinum*, *Ferula communis*, *Thapsia garganica* (où les faisceaux sont épars dans la moelle),

Fig. 57. — Coupe transversale du rhizome du *Rheum officinale*, montrant la moelle parcourue par de nombreux faisceaux libéro-ligneux (d'après Dutailly).

Amaranthus, Papaver, Actæa, Cimifuga, Thalictrum, plantains, *Rumex patientia*, Rheum (fig. 57).

Les faisceaux foliaires des Pipéracées cheminent d'abord à la périphérie du cylindre central, puis achèvent leur parcours dans la moelle où ils se fusionnent à des faisceaux plus anciens ; le changement de direction se fait dans les nœuds.

Les faisceaux médullaires du *Phytolacca dioica* (*ffm*, 2, XIV, formeront la portion centrale de l'appareil conducteur du pétiole ; les parties latérales de cet appareil seront en continuité avec les éléments du premier cercle complet *flb* de la tige. Chaque massif médullaire du Phytolacca comprend généralement plusieurs faisceaux primaires qui sont disposés en cercle (2′, XIV) autour d'un massif central de tissu conjonctif (*te*) ; les libers y sont tournés vers le centre, les bois vers la périphérie. Plus tard, un anneau cambial, *c*, les réunit et produit des éléments secondaires, *l* et b^2, qui conservent l'orientation des éléments primaires.

Les faisceaux médullaires des Rumex et des rhubarbes, qui ont une toute autre origine que ceux du Phytolacca, sont également arrondis,

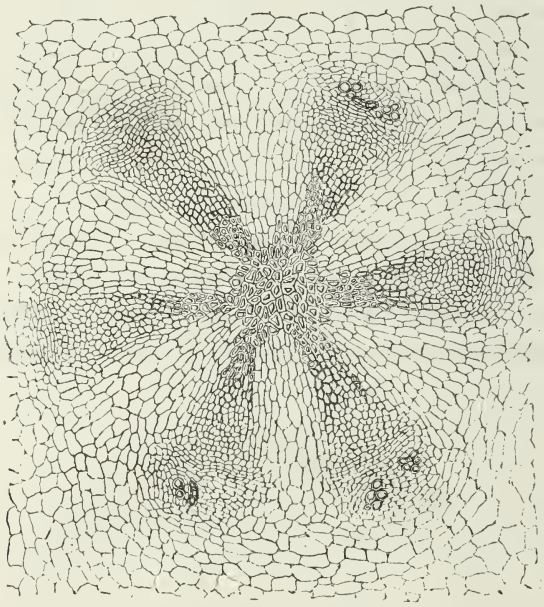


Fig. 58. — Coupe transversale d'un des massifs libéro-ligneux (étoile) médullaire du *Rheum officinale* (d'après Dutailly). Il comprend six faisceaux dont le bois est périphérique et le liber interne.

ouverts, à liber interne, bois externe (fig. 58). Chez ces végétaux, comme chez les Ombellifères citées, ces faisceaux proviennent d'une segmentation dans les nœuds, des faisceaux normaux et du rejet dans la moelle des divisions qui ne peuvent trouver place dans le rang ordinaire.

10° Dans certains cas, *le cambium ordinaire meurt et est remplacé par une assise génératrice nouvelle* plus externe, productrice de bois et de liber, dont la durée est limitée également. Celle-ci est remplacée à son tour et ainsi de suite; le fait se répétant, la tige présente après quelque temps une

série de formations libéro-ligneuses superposées et en nombre d'autant plus grand que l'âge du végétal est plus avancé.

Mais le mode de genèse n'est pas toujours le même ; de là trois cas à considérer.

A. Chez les Chénopodiacées, Amaranthacées, Nyctaginées, etc., une assise du péricambium devient génératrice et produit du parenchyme secondaire en se cloisonnant du côté externe ; en se cloisonnant sur sa face interne, elle donne successivement : 1° du parenchyme secondaire ; 2° des faisceaux libéro-ligneux secondaires séparés par du parenchyme ; 3° de nouveau parenchyme ; 4° de nouveaux faisceaux et ainsi de suite. (V. Tieghem, *Traité de botanique*, 797.)

B. Chez le *Phytolacca dioica* (2'', XIV) une assise du péricambium, *P*, se cloisonne sur ses deux faces, mais ne donne, pendant un premier temps, que du parenchyme *secondaire*, *pa*[2] ; plus tard, certaines cellules de ce parenchyme se divisent (*flb*,*n*) et forment ainsi des faisceaux libéro-ligneux *tertiaires* semblables à ceux qui sont représentés en l^3 et b^3 dans une formation précédente (2, XIV). Le fait s'observe dans de nombreux végétaux : le turbith (*fa*, 4, XIV), la partie supérieure de la betterave, les Bauhinia, certaines Cycadées et les Gnetum.

C. Le troisième cas a été longtemps confondu avec le second, il n'en diffère qu'en ce que les formations nouvelles tirent leur origine de l'endoderme et non du péricambium : les Ménispermées sont dans ce cas[1].

Ces formations, quelle qu'en soit l'origine, peuvent se développer concentriquement ou n'embrasser qu'une portion de la tige. Le fait dépend de l'espèce et souvent aussi de l'âge du rameau, mais, dans le second cas, les premières formations sont toujours concentriques (Ménispermées).

11° Dans les drogues appelées tubercules de jalap, racine de scammonée, on rencontre chez un grand nombre d'échantillons, outre la racine, la partie inférieure de la tige. Celle-ci est d'abord normale et présente un bois secondaire riche en parenchyme ; plus tard, lors de la tubercularisation, certaines cellules de ce parenchyme ligneux, souvent celles qui entourent les massifs de vaisseaux (3'', XXII), mais pas celles-là seulement (3', XXII), deviennent cambiales et produisent du *bois* et du *liber tertiaires* (l^3,b^3) dans le bois secondaire. Nos figures sont empruntées à la racine, mais il n'y a aucun inconvénient à cela, car l'anomalie se poursuit dans cet organe.

Des phénomènes semblables se passent chez les Banisteria, Bauhinia, etc., mais les choses vont un peu plus loin : il est, en effet, fréquent d'y voir les massifs libéro-ligneux tertiaires s'entourer de liège et s'isoler, amenant

1. C'est là l'opinion de Nœgeli. M. Hérail (*Anatomie composée de la tige des Dicotylédones*, 1886) place le siège de cette anomalie plus extérieurement encore : dans le parenchyme cortical.

ainsi le fractionnement de la tige en parties complètement indépendantes.

12° *Il n'y a plus de limites entre le cylindre cortical et le cylindre central* chez le *Menyanthes trifoliata* et les *Primula spectabilis*, *Auricula*, *Calycina*, etc., car, dans ces végétaux, où les faisceaux sont disposés avec plus ou moins d'ordre, l'endoderme et le péricycle sont segmentés et localisés autour des massifs conducteurs qu'ils enveloppent complètement. Chez les Primula, chaque massif, comprenant plusieurs faisceaux libéro-ligneux disposés en cercle, simule un cylindre central. Chez les Nymphéacées, les faisceaux sont aussi épars.

. . . . . .

Un même végétal peut présenter à la fois plusieurs anomalies ; pour gagner du temps, on s'adressera préférablement à des plantes de cette sorte : le *Phytolacca dioica* avec ses trois anomalies est un bon sujet d'étude ; le rameau, de la grosseur de l'index, sur lequel on agira, aura au moins deux cercles de faisceaux visibles à l'œil nu (2, XIV). Les tiges âgées de Cucurbitacées sont également intéressantes.

Si l'on ne tient qu'à constater l'anomalie, on opérera sur le milieu des entre-nœuds ; si l'on veut en étudier la cause, on s'adressera aux points spéciaux, que nous avons signalés, où on la voit naître. Si l'organe était trop volumineux, on en séparerait, avec la scie à découper, les parties intéressantes. Les coupes transversales suffisent souvent ; s'il s'agit de suivre la marche des faisceaux (Piper, Phytolacca), les coupes longitudinales deviennent indispensables.

TIGE DES MONOCOTYLÉDONES

La transition des dicotylédones aux monocotylédones est facile, car nous pouvons considérer sans exagération ces dernières comme des dicotylédones ne dépassant pas l'âge primaire ; la structure que l'on observe chez certaines de ces plantes nous autorise complètement à le faire. Plus souvent, il est vrai, la structure semble beaucoup plus compliquée, mais les apparences sont trompeuses, la différence portant entièrement sur la marche des faisceaux libéro-ligneux qui, au lieu de se tenir à la périphérie du cylindre central, s'avancent plus ou moins dans la moelle, soit à la façon des faisceaux primaires du *Phytolacca dioica* (ce cas répond au type monocotylédone des anciens botanistes), soit en se comportant comme ceux des Pipéritées (Commélinées). Certains de ces végétaux, sans s'éloigner des précédents, présentent des faisceaux corticaux ; par contre, la structure se dégrade chez les aquatiques et dans quelques rhizomes (*Epipogon Gmelini*, Corallorhiza) sous l'influence du milieu. Jusqu'ici peu de choses nouvelles ;

nous en rencontrerons cependant chez un certain nombre de ces végétaux où apparaissent des formations spéciales, nécessitées par la nutrition au moyen de racines adventives et l'absence de cambium.

Ces préliminaires posés, entrons dans les détails nécessaires pour permettre l'observation de ces diverses modifications.

A. Nous n'insisterons pas sur le cas le plus simple, celui qui reproduit la structure des dicotylédones à l'âge primaire : les faisceaux libéro-ligneux sont adossés au péricycle et courent dans la tige parallèlement à l'axe, séparés les uns des autres par des rayons médullaires et une moelle plus ou moins considérable. Nous en trouverons des exemples dans les hampes grêles ou ne portant que des bractées peu nombreuses et peu développées (Orchidées indigènes, *Convallaria majalis*, 5,5', XV), dans les rhizomes grêles du muguet et des carex, dans la tige des Dioscorées (*Tamus communis*, *Dioscorea Batatas*).

B. Nous considérerons maintenant les végétaux que nous avons rapprochés du *Phytolacca dioica*. La structure qu'ils présentent est la plus fréquente et passe, avons-nous dit, comme typique des monocotylédones. Elle doit son origine à ce fait que les faisceaux foliaires, au lieu de s'accoler au péricambium, comme dans le cas précédent, le dépassent et s'avancent plus ou moins dans la moelle en décrivant une courbe à convexité interne, puis se rapprochent de la périphérie en décrivant une seconde courbe à convexité externe : en un mot, ils parcourent la moelle en deux sens opposés par le moyen d'une *double courbure*. Généralement, le déplacement en profondeur est lent, progressif; chez quelques végétaux (Graminées), il est brusque et localisé dans les nœuds. Tous les faisceaux foliaires ne se comportent pas de même ; tandis que les petits faisceaux latéraux extrêmes de la gaine ne s'avancent que peu ou point dans la moelle et restent dans le voisinage du péricycle, les faisceaux plus volumineux entrent dans la moelle et s'y enfoncent d'autant plus profondément qu'ils occupaient dans la gaine une place plus rapprochée de l'axe de symétrie de la feuille, et, par conséquent, le faisceau médian du pétiole, toujours plus volumineux, s'avancera le plus loin. Chez quelques végétaux (palmiers, etc.), ce gros faisceau gagne le centre, chez d'autres il en reste fort éloigné ; nous pourrons rencontrer tous les intermédiaires entre ces extrêmes : le faciès présenté par les végétaux du groupe A (5, XV), qui ont une large moelle et pas un seul faisceau médullaire, et celui que montrent les Ruscus (3, XV) où l'on voit la moelle parcourue dans toute son épaisseur par des faisceaux libéro-ligneux dont le volume est d'autant plus grand qu'ils sont plus rapprochés du centre. Les anciens n'ont plus voulu voir de moelle dans le tissu parcouru par les faisceaux et ils ont créé, au grand détriment de l'anatomie comparée, les appellations de *tissu fondamental* et de *tissu interstitiel* pour

le désigner ; à notre avis, le seul synonyme convenable est *tissu conjonctif interne*. Quoi qu'il en soit, nous établirons la gamme avec : 1°, les rhizomes volumineux de *Convallaria majalis* qui présentent quelques faisceaux médullaires ; 2°, les rhizomes d'*Epipactis palustris*, de *Luzula campestris*, les Graminées[1] (Voy. le cylindre central du *Triticum repens*, 1, 1', XVI), où les faisceaux disposés sur 2 ou 3 cercles laissent une large moelle ; 3°, les rhizomes des Polygonatum où les faisceaux nombreux ne laissent qu'une moelle étroite ; 4°, les tiges des Ruscus (*R. aculeatus*, 3, XV), des Smilax, les rameaux d'asperge.

C. Chez les Commélinées (éphémère de Virginie, 2, XVI), les faisceaux libéro-ligneux sont distribués dans le cylindre central en trois groupes. L'un est externe *flbe*, appliqué contre un péricycle en partie fibreux et mou *pe*, divisé d'une façon plus ou moins nette en huit masses comprenant chacune deux ou trois faisceaux ; le second est interne et comprend quatre gros faisceaux, *flbi*, rapprochés du centre ; le troisième placé entre les deux précédents est formé de faisceaux beaucoup plus petits. On admet, pour expliquer cette disposition, que les faisceaux foliaires cheminent d'abord parallèlement à l'axe, appliqués contre le péricycle, puis, qu'ils s'incurvent dans la moelle pour s'unir aux faisceaux médians qui ne quittent jamais la tige[2].

D. Nous avons dit que la structure se simplifiait chez les aquatiques, le fait est exact, mais il faut établir cette réserve que la dégradation y est variable, d'autant plus accentuée que les relations de la tige avec le milieu aquatique sont plus intimes. Nous établirons une gamme de dégradation. 1° Chez les plantes de marais appartenant aux familles des Aroïdées, Joncées, Cypéracées (*Acorus Calamus*, *Calla palustris*, colocase, Juncus, Cyperus, etc.) qui ont une tige en partie aérienne, en partie envasée, on rencontre dans un large cylindre central de nombreux faisceaux épars ; l'habitat cause seulement, ici, la formation de larges espaces (Juncus) ou de canaux aérifères et aussi la résorption plus ou moins complète du bois.

Dans les cas suivants, la tige habite véritablement l'eau, aussi rencontre-

(1) *Le chaume* des Graminées est caractérisé : 1°, par la formation d'une lacune centrale par dilacération de la moelle (*la*, 1, XVI) et, 2°, par la présence de planchers nodaux, dus à l'entre-croisement des faisceaux foliaires, s'incurvant dans les nœuds, avec les faisceaux destinés aux bourgeons axillaires, faisceaux qui traversent la moelle pour se rendre à destination. Des coupes successives pratiquées dans de jeunes plantules de maïs montreront la chose.

(2) Les faisceaux de la tige se distinguent en *foliaires*, qui, à un moment donné, passent dans les feuilles, et en *caulinaires* qui ne quittent jamais l'axe. Ces derniers portent encore le nom de *réparateurs*, car c'est par leur segmentation que prennent naissance les faisceaux foliaires nouveaux destinés à remplacer ceux qui sont sortis de la tige ; ils réparent donc la structure altérée par le départ des faisceaux foliaires.

t-on, en plus des caractères précédents, une diminution sensible de volume du cylindre central. 2° Chez le *Potamogeton natans*, qui possède des feuilles flottantes, le cylindre central étroit ne contient plus que 9 faisceaux (4, 4', XVI); un central comblant presque entièrement la moelle et huit périphériques appliqués contre le péricycle (*pe*, 4'). 3° Dans quelques tiges de ce Patamogeton, où le faisceau médian manque, on trouve une petite moelle au centre; pareille structure pourra s'observer chez les *Hydrocharis morsus ranæ*, *Vallisneria*, où les faisceaux sont tous appuyés contre le péricycle. 4° Chez les végétaux totalement submergés (Elodea : (5, XVI), *Potamogeton pusillus* et *pectinatus*, Cymodocea, Zostera, Najas, la moelle et les rayons médullaires disparaissent, les faisceaux deviennent confluents et se réunissent en un faisceau concentrique à liber externe appuyé contre le péricycle, à bois central (*br*, 5, XVI) se résorbant de bonne heure et laissant une lacune à sa place.

E. Il est de nécessité absolue, quand un organe se ramifie ou prend des appendices, qu'il possède un appareil circulatoire capable d'assurer la nutrition de ses dépendances en même temps que la sienne propre. S'il ne le possède pas, il doit le créer; le cambium était chargé de ce rôle chez les dicotylédones, et, lorsqu'il venait à faillir à son rôle, il était remplacé par le péricycle; le cambium manquant totalement chez les monocotylédones, c'est uniquement du péricambium que sortiront les faisceaux nouveaux partout où les faisceaux ordinaires ne pourront suffire à la nutrition des dépendances. Celles-ci sont, ici, de deux sortes : 1° des racines adventives qui sont plus ou moins abondantes selon les espèces, mais qui ne manquent jamais, 2° des rameaux qui ne s'observent que dans des cas très rares (Yucca, Aloe, Dracæna, cordyline, asperge). Le péricambium, tout en donnant naissance dans tous les cas à des formations identiques : un parenchyme à éléments en files, au milieu desquels se différencient des faisceaux libéro-ligneux dépourvus de trachées, anastomosés entre eux de façon à constituer un réseau (*réseau radicifère de M. Mangin*), peut se cloisonner à des moments différents.

1° Le cloisonnement est hâtif; il commence près du point végétatif, bien avant que les éléments primaires aient pris leur faciès définitif; ce processus, qui est le plus fréquent, est même presque général. Le plus souvent, le cloisonnement s'arrête bientôt et il ne se forme qu'un petit nombre de faisceaux (la plupart des rhizomes); la période d'activité, quoique beaucoup plus longue chez les Aloe, où l'on rencontre plusieurs couches de ces faisceaux accessoires, est encore limitée chez ces plantes; elle semble indéfinie chez les Agave et dans le rhizome du *Tamus communis;* dans tous les cas, l'arrêt est marqué par la sclérification de l'endoderme. Selon les besoins, le cloisonnement du péricambium sera total ou partiel. Il pro-

lifiera sur tout le pourtour du cylindre central dans les rhizomes du *Tamus communis*, *Veratrum viride*, *Ruscus aculeatus*, *Acorus Calamus* où des racines adventives nombreuses s'insèrent sur la surface entière du rhizome, il se comportera de même dans la tige des Agave et Aloe; chez les *Iris florentina*, *germanica* le réseau radicifère ne s'établit qu'à la face inférieure du cylindre central ; il se localise dans les nœuds, qui portent seuls les racines, chez les Convallaria et Polygonatum, à la base de la partie axile dans les bulbes. Ce réseau est surtout reconnaissable à la disposition couchée de ses éléments sur une coupe transversale parfaitement perpendiculaire à l'organe, puis à ses anastomoses avec les faisceaux de la racine adventive, dont le cylindre central procède toujours aussi, on le sait, du péricambium de la tige.

2° Chez les Yucca et Dracæna où les productions nouvelles (de même que celles des Aloe) s'appliquent plutôt (bien qu'elles puissent se mettre en relation également avec les racines) à la nutrition des rameaux, le cloisonnement du péricycle est tardif et ne s'établit qu'après la différenciation totale des éléments du cylindre central; il s'effectue sur la périphérie entière de ce cylindre. Il en résulte (*Dracæna reflexa*, 3′, XVI) un parenchyme secondaire *pa*² dont les éléments sont disposés en files, et çà et, là, des faisceaux (*fn*) qui, lorsqu'ils seront parfaitement différenciés (*l-b*), se distingueront à première vue des faisceaux ordinaires (*fa*) par leur position au milieu du parenchyme secondaire. La vue d'ensemble 3, XVI, représente une tige un peu plus âgée du même *Dracæna reflexa* dans laquelle le péricambium a agi avec assez d'activité pour créer toute la zone *za* et amener la chute de l'épiderme et son remplacement par du suber *s*. Chez les Yucca et les Dracœna, le cloisonnement se continuant sans interruption, la tige prend avec l'âge des proportions considérables.

Il n'y a pas de cloisonnement du péricambium chez les Pandanées et Palmiers où la tige primaire possède des faisceaux libéro-ligneux en quantité assez considérable pour satisfaire à tous les besoins de la plante.

F. On rencontre, aussi bien parmi les aquatiques que chez les végétaux terrestres, des plantes, rentrant dans l'un ou l'autre des groupes précédents, qui présentent, en surcroît, des faisceaux foliaires dans leur parenchyme cortical ; citons : les rhizomes du *Paris quadrifolia*, *Triticum repens* (1, 1′, XVI), des galangas, du gingembre, du curcuma, des Veratrum, de l'*Acorus Calamus*, du *Potamogeton natans* (*flb*, 4′, XVI), des Sparganium, Typha, Scirpus, etc. Par exception, les faisceaux corticaux du *Ruscus hypoglossum* ne sortiraient point de la tige.

. . . . . .

Terminons par quelques considérations générales qui n'ont pu trouver place dans les pages précédentes.

L'*épiderme* est moins sujet à la chute chez les monocotylédones que chez les dicotylédones; lorsqu'il tombe, il est toujours remplacé par un *suber* superficiel, formé aux dépens des cellules de la première ou seconde assise sous-jacente. Le *collenchyme* est plus rare que chez les dicotylédones, mais ne manque point (Tradescantia, *col*, 2, XVI). L'*hypoderme* est tantôt scléreux (certains palmiers et Graminées : Triticum, *hy*, 1, XVI), tantôt prosenchymateux (Juncus, Cypéracées).

Le *parenchyme cortical* de la tige aérienne est souvent très peu épais (Canna, Graminées, bambous); il est, au contraire, puissant dans la plupart des rhizomes par développement d'une zone profonde à éléments disposés en files radiales (asphodèle, Convallaria, Triticum, etc.). Il peut présenter des massifs de prosenchyme (*Potamogeton natans : pr*, 4', XVI; rhizomes d'*Acorus Calamus* et de Typha), des cellules cristalligènes, de l'amidon, de la chlorophylle dans les tiges aériennes et aquatiques, des glandes unicellulaires (*Acorus Calamus*), Scitaminées, des canaux sécréteurs (Philodendron, *Alisma plantago* : 12, IV, Butomées), des laticifères (*Colocasia odora*).

L'*endoderme* est, en général, mieux caractérisé que chez les dicotylédones, mais pourtant on ne parvient pas à le distinguer sur certaines tiges où ses cellules conservent des parois minces sans plissements caractéristiques (face supérieure du rhizome de l'*Iris florentina*, etc.). Il est fort distinct, au contraire, lorsque, restant mou, il présente ces plissements (*en*, 5, XVI, Elodea) ou lorsqu'il épaissit fortement les parois internes de ses éléments, laissant à l'état mince les parties externes (*en* : 5', XV; 1' et 4', XVI). Cet endoderme, sclérifié d'une façon particulière, se rencontrerait, d'après M. Mangin, chez toutes les tiges portant des racines, après l'achèvement de leur réseau radicifère. Les parois des cellules endodermiques peuvent s'épaissir également (*en*, 3''', 3^{iv}, Ruscus et *Potamogeton pusillus*), ce qui les rend moins visibles. L'endoderme est encore peu distinct dans la plupart des tiges aériennes dressées ne portant pas de racines, car, dans ces parties, il conserve des parois minces, non plissées; il s'appuie alors sur les tissus externes du cylindre central (péricycle et périphérie de la moelle) devenus scléreux et formant à la limite de ce cylindre central une zone circulaire dure. Cet anneau résistant était nommé *zone fibreuse* par les anciens qui le regardaient, à tort, comme formé par les terminaisons des faisceaux foliaires revenus à la périphérie et réduits à des éléments fibreux.

La constitution du *péricycle* ou *péricambium* est aussi variable chez les monocotylédones. Ce tissu est formé par une assise unique de cellules molles chez les aquatiques (4', 5, XVI); par une assise de cellules en partie molles, en partie fibreuses chez les Tradescantia (2, XVI); par une assise de cellules qui sont toutes scléreuses chez le *Triticum repens : pe*, 1', XVI.

Le péricycle peut être formé de plusieurs rangées de cellules et celles-ci se comporter de façon semblable ou différente ; il est mou entre les faisceaux et développe des massifs fibreux devant les faisceaux qui lui sont accolés dans la tige des Canna et Chamædorea ; il devient totalement scléreux et reste bien distinct des parties voisines dans les tiges du *Convallaria majalis* (*pe*, 5′, XV) et du *Tamus communis ;* il est également scléreux, mais se confond avec les parties voisines également scléreuses chez le *Ruscus aculeatus* (*pe*, 3′, 3^{iv}, XV) et la plupart des tiges florifères. Nous avons étudié ses productions, nous n'y reviendrons pas.

Les *faisceaux* de la tige des monocotylédones sont toujours libéro-ligneux, si petits soient-ils, comme il est aisé de s'en assurer en s'aidant de la fuchsine. Ce colorant met en relief les vaisseaux ligneux les plus étroits qui, sans lui, peuvent facilement échapper à l'observateur. Le raisonnement suffit du reste pour rejeter certaines idées, qui ont cours, sur la terminaison de quelques faisceaux de la tige des monocotylédones par un massif de prosenchyme ; il conduit, tout au contraire, aux conclusions suivantes : 1° tous les faisceaux doivent se terminer par des anastomoses avec d'autres faisceaux sous peine de rompre la continuité de l'appareil circulatoire et de causer l'atrophie du membre auquel ils sont destinés ; 2° le faisceau le plus jeune doit se raccorder avec un faisceau plus âgé d'un volume au moins égal au sien sous peine de voir une partie de ses éléments inutilisés. Les anastomoses entre faisceaux sont faciles à observer sur des coupes transversales : le petit houx et l'asperge en présentent des exemples très fréquents dans leurs entre-nœuds ; les coupes transversales pratiquées dans tous les bourgeons ne laissent pas de doute sur l'anastomose des faisceaux entre eux.

Dans la tige aérienne, les faisceaux sont ordinairement collatéraux, mais il est peu fréquent de voir le bois et le liber s'accoler par une surface restreinte, comme ils le font chez les dicotylédones (*Ruscus aculeatus*, 3-3^{iv}, XV ; *Dracœna reflexa*, *fa*, 3′ XVI ; *Epipactis palustris*) ; le plus souvent, le bois tend, au contraire, à entourer le liber : le fait est encore peu marqué chez les Tradescantia, les Graminées (le chiendent, le maïs : fig. 59 et 60) ; il s'accentue de plus en plus chez les Smilax, l'asperge (4, XV,) le muguet (5, XV). Dans le rhizome, les faisceaux appuyés contre le péricycle sont généralement collatéraux, mais les faisceaux médullaires deviennent souvent concentriques, à liber médian (acore : fig. 58 *bis ;* iris, muguet, Cyperus, petit-houx, parisette, *Luzula campestris*).

Le *bois* est formé de parenchyme et de vaisseaux ; ceux-ci peuvent être disposés sans ordre apparent (Ruscus, etc.) ou selon les branches d'un V dont les trachées occuperaient la pointe, tandis que les extrémités des branches libres seraient occupées par des vaisseaux réticulés ou ponctués

(asperge, 4, XV ; Graminées : *Zea Mais*, fig. 59 et 60). Ce bois se résorbe totalement chez les aquatiques, et partiellement chez les Graminées où l'on voit toujours (fig. 59) les anneaux des premiers vaisseaux flotter librement dans une lacune. Les *vaisseaux grillagés* sont souvent fort inégaux, d'autant

Fig. 58 *bis*. — Faisceau concentrique, en voie de formation, pris chez l'*Acorus Calamus* (d'après de Bary).

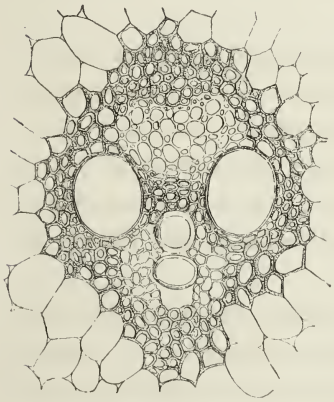


Fig. 59. — Faisceau libéro-ligneux de *Zea Mais* (d'après Sachs). Il est collatéral et entouré de toutes parts par une gaine de prosenchyme.

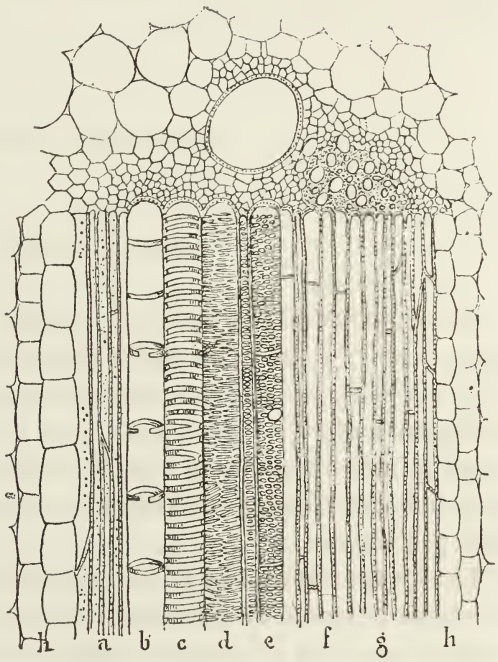


Fig. 60. — Elle donne la structure d'un faisceau libéro-ligneux de la tige de *Zea Mais* (d'après Weis). *h*, *h*, tissu conjonctif interne parenchymateux ; *a*, *g*, parties prosenchymateuses de la gaine ; *b*, *c*, *d*, *e*, bois ; *f*, vaisseaux cribreux.

plus larges qu'ils sont plus rapprochés du bois (*vg*, 4, XV). Des laticifères accompagnent le liber chez le *Colocasia odora* et les Musa.

La *moelle* reste entièrement molle dans beaucoup de rhizomes ; elle se sclérifie parfois totalement dans certaines tiges aériennes (Ruscus) ; sa propriété la plus remarquable consiste dans la production, surtout dans les tiges florifères épaisses et dressées, d'un anneau de sclérenchyme allongé dans sa partie périphérique qui englobe les faisceaux externes (*sc*, 3, XV et 1′, XVI). Elle se comporte souvent de même au contact des faisceaux profonds qu'elle entoure complètement d'une *gaine* fibreuse, ou bien elle ne forme ces fibres qu'aux deux extrémités du faisceau ou à une des deux extrémités seulement, ce qui a fait attribuer ces éléments, par certains auteurs, soit au bois, soit au liber, tissus qui ne paraissent en posséder

véritablement dans aucun cas. La moelle peut encore présenter des masses de fibres isolées (*Triglochin maritimum*), des cristaux, de l'amidon, des glandes unicellulaires (Acore, Scitaminées), des canaux résineux (certaines Aroïdées).

La marche à suivre pour obtenir de bonnes préparations de tiges de monocotylédones est exactement celle que nous avons indiquée pour l'étude de la tige des dicotylédones.

TIGE DES CRYPTOGAMES

ÉQUISÉTACÉES (pl. XVIII).

Cette famille ne comprend que le genre Equisetum et la structure y est peu variable. — Si nous prenons pour type la tige d'*Equisetum palustre* (1-1^{iii}, XVIII), nous serons surpris de sa similitude avec celle d'une dicotylédone de marais, à l'âge primaire, car les différents tissus affectent exactement la même disposition dans les deux végétaux. Cette idée superficielle étant admise et nous servant de base, entrons maintenant dans l'étude des faits particuliers.

La tige des Équisétacées est en partie souterraine, en partie aérienne. Les tiges proprement dites sont relevées de côtes saillantes : les *carènes*, séparées par des dépressions appelées *vallécules*, qui manquent sur les rhizomes (4, XVIII).

Les *cellules épidermiques* qui recouvrent les vallécules sont courtes, celles qu'on observe sur les carènes sont allongées ; leurs parois sont incolores sur la tige, plus ou moins foncées sur le rhizome ; la cuticule y est remplacée dans tous les cas par un dépôt de silice assez abondant, surtout chez l'*Equisetum hyemale*, pour réclamer l'emploi, dans l'obtention des coupes de tiges d'Equisetum, de ces rasoirs que l'on ne réserve pas habituellement pour les manipulations délicates ; du reste, l'*Equisetum hyemale* ne doit pas être pris comme type pour des raisons que nous ferons faire connaître prochainement.

Un hypoderme fibreux (*pr*, 1′) forme la masse de la carène ; il s'étend parfois dans les vallécules (*E. arvense* et *ramosissimum*), et se rencontre sur toute la périphérie des rhizomes (2, *Eq. limosum ;* 4, *pr*, *Eq. hyemale*). Les stomates s'établissent au-dessus des points où il fait défaut (1‴).

La chlorophylle se rencontre rarement dans l'étendue entière du parenchyme cortical ; elle se localise le plus souvent dans la partie extérieure et surtout dans les vallécules ; elle manque totalement dans les tiges de

l'*E. maximum*. Sauf dans quelques cas (tige d'*Equisetum limosum*, rameaux des *E. arvense*, *sylvaticum*, *maximum*), le parenchyme cortical montre, au-dessous des vallécules, des lacunes (*lv*, 1, 4, XVIII) qui portent en raison de leur position le nom de *valléculaires*.

Dans la plupart des exemples, on rencontre à la limite interne du parenchyme cortical un endoderme (*en*, 1, 1', 4) qui marque d'une façon très nette le point d'union des deux cylindres cortical et central. Contre cet endoderme s'applique un péricycle (*pe*, 1') qui semble formé par une assise unique de cellules, mais il doit en être autrement si les faisceaux libéro-ligneux collatéraux qui s'appuient contre lui en tirent bien leur origine, comme on l'a prétendu. Le bois de ces faisceaux borde le liber sur trois faces; il est toujours creusé d'une *lacune* que l'on désigne indifféremment par les noms d'*essentielle* en raison de sa constance, ou de *carénale* (*lc*, 1-4) parce que les faisceaux, dans lesquels elle se trouve, sont toujours placés vis-à-vis des carènes. Les faisceaux sont séparés par des rayons médullaires qui se confondent avec le tissu de la moelle. Une *lacune centrale* (*lm*, 1-4) occupe le centre de cette moelle, sauf dans la tige de l'*E. limosum*, le rhizome de l'*E. arvense*, les rameaux de ces deux dernières plantes et ceux de l'*E. sylvaticum*. Le tissu conjonctif interne est presque toujours mou; il se sclérifie à la périphérie chez l'*Equisetum hyemale* (3, XVIII) en même temps que l'endoderme et le péricycle ; les faisceaux se trouvent par suite plongés dans cette plante au milieu d'une masse scléreuse, et quelques auteurs regardent comme un endoderme interne l'assise la plus profonde de ce sclérenchyme. Il n'y a plus de limite entre les deux cylindres chez les *E. limosum* et *littorale* (2, XVIII), car, dans ces végétaux, l'endoderme et le péricycle se fractionnent et se localisent autour des faisceaux.

LYCOPODIACÉES.

La tige des *Psilotum* rappelle à première vue celle des dicotylédones à l'âge primaire, mais elle en diffère cependant par un point capital : les faisceaux libéro-ligneux, tout en restant collatéraux, présentent un bois à *développement centripète ;* leur partie la moins large, la plus ancienne, qui contient les trachées, est appuyée contre le liber; la partie la plus large, la plus jeune, constituée par des vaisseaux scalariformes, borde la moelle.

Il est difficile de se procurer des tiges de Psilotum et ces faits seront, par cela même, constatés peu commodément; nous attachons cependant une certaine importance à leur étude, car elle nous permet de comprendre plus aisément la structure des Lycopodium qui s'éloignent, beaucoup plus encore, de notre point de départ, et cela pour deux causes différentes

(7, 7′, 7″, XVIII) : en premier lieu, le développement centrifuge plus prononcé des faisceaux ligneux qui amène, à sa suite, la confluence et l'anastomose de certains de ces faisceaux, par leur partie profonde, en masses ayant la forme de V ou de lames, simples ou divisées aux extrémités, traversant le cylindre central ; en second lieu, le liber, au lieu de rester cantonné en face des faisceaux ligneux, envahit entièrement l'espace non occupé par ceux-ci, ne laissant aucune trace du tissu conjonctif interne. Ajoutons, comme faits particuliers : la présence d'un épiderme à cellules allongées (*ep.* 7′, 7″), s'appuyant contre un hypoderme bien marqué, la sclérification de la partie interne du cylindre cortical (l'endoderme excepté), de nombreux faisceaux corticaux (*ff.*), enfin la constitution du bois réduit à ses éléments fondamentaux : des trachées et des vaisseaux scalariformes. Tous les lycopodes pourront servir d'exemples.

La structure des tiges grêles des Sélaginelles (*S. denticulata*, 6, XVIII) rappelle la précédente avec ces points spéciaux : que le sclérenchyme y est entièrement localisé à la périphérie et que l'endoderme, faisant corps avec le cylindre central, est séparé du parenchyme cortical par un canal aérifère circulaire traversé, çà et là, par quelques cellules (trabécules : *tr*), qui servent à maintenir en place le système central. Le massif libéro-ligneux entouré par le péricycle est ici formé par un seul faisceau concentrique, mais lorsque la tige se développe davantage, le cylindre central présente manifestement deux faisceaux ligneux centripètes opposés par la base (on en trouvera une représentation dans les deux systèmes de gauche de la figure 5). Si la tige est plus volumineuse encore, on y rencontre, suivant son diamètre, deux ou plusieurs systèmes semblables aux précédents ou même plus compliqués encore (5, *S. Cæsia arborea*), car, outre les deux massifs terminaux de trachées, on peut rencontrer sur le parcours de la lame ligneuse un ou plusieurs autres massifs de ces mêmes vaisseaux, indices d'autant de foyers de développement et de la présence d'autant de faisceaux confluents.

Les coupes transversales de sélaginelles sont difficiles à obtenir ; elles doivent être très fines pour laisser analyser le cylindre central dont les éléments sont fort étroits et réclament un grossissement de 700 diamètres, au moins, pour être perçus ; d'un autre côté, les sections fines brisent les trabécules et amènent la mise en liberté des systèmes. On devra faire un grand nombre de coupes que l'on montera immédiatement dans l'eau ; on recherchera d'abord avec un faible grossissement celles qui semblent les plus favorables et on les marquera avec un point d'encre déposé sur la lamelle afin de concentrer sur elles toute l'attention avec les forts grossissements et éviter ainsi une perte de temps considérable. Çà et là, se rencontreront des systèmes détachés ; il ne faudra pas les négliger, ce sont souvent les plus favorables pour l'étude.

FILICINÉES.

A. *Hydroptérides ou Rhizocarpées.*

La tige de ces plantes est caractérisée par son faciès aquatique et aussi par la confluence de ses faisceaux libéro-ligneux due au manque de rayons médullaires. Nous pouvons prendre comme type le rhizome du *Marsilia quadrifolia* (1, 1', XVII) qui laisse voir à première vue que le cylindre central est encore bien distinct, chez ces végétaux, du cylindre cortical. Nous rencontrons dans cette plante, au-dessous de l'épiderme, un parenchyme cortical mou présentant en son milieu une zone de canaux aérifères, et, un peu plus loin, un anneau puissant de prosenchyme (*pr*). L'endoderme subéreux est suivi d'un péricycle d'une seule assise de cellules ; puis, viennent successivement : un anneau de liber, un anneau de bois, un nouvel anneau de liber, puis la moelle. Le bois présente, outre des vaisseaux scalariformes, plusieurs massifs de trachées, indices d'autant de centres de formation ; on trouve dans le liber des cellules grillagées et des fibres fort étroites.

Chez les Pilularia, on rencontrerait entre le liber interne et la moelle un second endoderme. Chez les Salvinia et Azolla, le liber interne manque ainsi que la moelle ; le bois occupe le centre de la tige.

B. *Fougères.*

La jeune tige des fougères sortant du prothalle paraît avoir la même structure dans tous les végétaux de la famille : on y rencontre constamment au-dessous de l'épiderme un parenchyme cortical limité intérieurement par un endoderme circulaire, puis le cylindre central comprenant : un péricycle, un liber annulaire et un massif ligneux central formé par deux faisceaux centripètes accolés par la base. Cette structure se conserve dans toutes les tiges très grêles ; elle se modifie progressivement, au fur et à mesure du développement de la tige, chez les plantes qui possèdent un axe un peu volumineux. La structure type de l'espèce est, dans certains cas, très lente à se réaliser ; la tige présente alors sur une étendue assez considérable des variations de structure dont il est utile de se rappeler la cause afin d'éviter des déceptions. Ces modifications sont parfois peu considérables et consistent simplement dans l'apparition d'une moelle et parfois de rayons médullaires ; le plus souvent, les choses vont plus loin, car le tissu conjonctif central traverse complètement, çà et là, le cylindre conducteur des sèves

en le découpant en un véritable réseau; il se met, par les mailles, en relation avec le parenchyme cortical. L'endoderme et le péricycle se replient après leur segmentation sur les cordons vasculaires et les entourent totalement, contribuant ainsi à la fusion des deux cylindres. La structure se compliquant encore, dans quelques cas, par la présence de faisceaux foliaires médullaires ou corticaux diversement disposés, il en résulte que la tige complètement développée des fougères se présente avec un grand nombre d'aspects différents. Nous résumons en un tableau (Voy. à la page 199) les principales de ces modifications en indiquant leurs caractères et les végétaux sur lesquels on pourra les rechercher.

L'étude de la tige des fougères est très difficile chez les espèces à entrenœuds courts (fougère mâle, osmonde). Il faudra avec ces végétaux commencer par enlever tous les pétioles aussi près que possible de la tige; puis, chercher sur l'axe dénudé le point le plus propice; s'il était impossible d'éviter l'insertion d'une feuille, on négligerait, dans l'étude, la face qui regarde cette insertion et l'on s'attacherait uniquement à la partie opposée ou aux parties voisines (2, XVII) qui, n'ayant pas à souffrir du raccordement, montreront la disposition type.

L'épiderme du rhizome est souvent coloré et porte des poils monocellulaires (*Pteris aquilina*, 4', XVII) ou des poils unisériés (*Cibotium Baromez*). Sous l'épiderme, se rencontrent généralement plusieurs assises de cellules colorées, prosenchymateuses, qui persistent longtemps après que l'épiderme s'est désorganisé par suite du frottement des particules terreuses. Le parenchyme cortical et la moelle sont gorgés d'amidon qu'il faut chasser pour faire une bonne étude des faisceaux; ils présentent dans un assez grand nombre d'espèces (excepté dans le polypode de chêne et la fougère mâle) des massifs de prosenchyme, plus ou moins colorés en jaune brunâtre et même en noir, qui sont le plus souvent accolés aux faisceaux, mais les massifs libres ne sont pas rares cependant. Les rhizomes de la fougère aigle (*pr*, 4,4',4'', XVII) et de l'osmonde (2, *pr*, XVII) en présentent des exemples.

L'endoderme a des parois minces (*en*, 4', XVII et *end*, 2, X); il recouvre un péricycle à une seule assise de cellules. Le liber s'applique en tous points contre le péricycle dans les faisceaux concentriques qui sont les plus communs; il laisse les trachées s'appliquer contre le péricycle dans les faisceaux bicollatéraux (2, X); il est formé de vaisseaux grillagés, de cellules prosenchymateuses très étroites (*fl*, 2. X) et se trouve bien souvent séparé du bois par une assise, ou deux, de cellules parenchymateuses, amylifères. Le bois est réduit dans les petits faisceaux à l'élément vasculaire: trachées et vaisseaux scalariformes aréolés; il s'y ajoute du parenchyme ligneux dans les faisceaux les plus volumineux. La distribution des trachées est variable

LA TIGE DES FOUGÈRES PRÉSENTE UN CYLINDRE CENTRAL

- nettement séparé du cylindre cortical par un endoderme circulaire. La moelle
  - manque..... Le bois central est entouré par un liber annulaire. — Tiges sortant du prothalle. Tiges adultes d'Hymenophyllum, Trichomanes, Gleichenia, Lygodiées.
  - existe;.....
    - elle est entourée par un anneau de bois, recouvert d'un anneau de liber. — *Pteris aurita*, *Polypodium Wellichii*.
    - elle présente à sa périphérie des faisceaux ligneux distincts s'appuyant sur un liber circulaire (2, XVII). — Osmonde royale. (Le parenchyme cortical est en outre parcouru par des faisceaux foliaires.)
- dont la moelle communique avec le cylindre cortical à travers les mailles du réseau conducteur. Ce réseau comprend
  - un grand nombre de cordons régulièrement disposés. Les faisceaux foliaires
    - manquent dans la moelle et le cylindre cortical. — Fougère femelle.
    - existent.
      - dans le parenchyme cortical où ils sont disposés sans ordre. — Fougère mâle.
      - dans le parenchyme médullaire. — *Cyathea arborea* et *Imrayana*, *Alsophila radens*.
  - des cordons peu nombreux: 1-4. Les faisceaux foliaires se disposent
    - de façon à former un cercle avec les faisceaux caulinaires qui ne se distinguent que par leur volume plus considérable. — Polypode de chêne (3, XVII), Calaguala ou *Aspidium coriaceum*.
    - sur un cercle extérieur..... — *Pteris aquilina* (4, XVII).
    - sur deux cercles externes.... — *Saccoloma adiantoïdes*.

et dépend du volume du faisceau et de son rôle foliaire ou réparateur : dans les petits faisceaux foliaires (polypode de chêne, etc.) les trachées sont groupées en un seul massif fixé en un des points de la périphérie du bois; dans les faisceaux plus volumineux (2, X) les trachées sont localisées aux extrémités mêmes de la lame ligneuse qui traverse le faisceau; sur des faisceaux plus volumineux encore où le bois est elliptique, les trachées se trouvent aux foyers de l'ellipse (c'est la disposition classique); si le bois est très développé, le faisceau puissant, on rencontrera dans l'épaisseur du bois

des groupes de trachées d'autant plus nombreux que le volume du bois sera plus considérable : il est déjà fréquent de rencontrer trois massifs de trachées dans les gros faisceaux de la fougère aigle.

MUSCINÉES.

Nous verrons dans cette classe la tige se dégrader progressivement, puis faire totalement défaut à quelques-uns de ses membres où elle est remplacée par un thalle. Il n'y a pas de comparaison à établir entre le thalle et la tige; nous diviserons donc notre étude en prenant d'abord la tige dans son état de plus grande complexité, nous passerons ensuite par tous les échelons de la dégradation.

Mousses. A. — C'est chez les Polytrichum (*P. commune, formosum*, 3, XIX) que l'on rencontre la structure la plus parfaite. La tige de ces végétaux, malgré cela, s'éloigne de beaucoup de tout ce que nous connaissons. Elle nous montre, en effet, de dehors en dedans : 1° un massif continu de sclérenchyme (*sc*) dont les éléments externes ne sont pas regardés par certains auteurs comme les analogues des cellules épidermiques des végétaux supérieurs, bien qu'ils en occupent la place; ils ne portent du reste aucun stomate. Ce sclérenchyme possède des couleurs vives variant du jaune au rouge. 2° Vient ensuite un parenchyme dont les éléments renferment souvent de petites gouttelettes d'une huile réfringente. Nous trouvons, en troisième lieu, un anneau, *zc*, de cellules fort allongées longitudinalement, disposées assez exactement en files radiales, reconnaissables à leur teinte foncée : il constitue l'appareil circulatoire du membre. 4° Le centre est occupé par une moelle collenchymateuse bordée par quelques assises de cellules à parois minces. On rencontre, en outre, dans le parenchyme cortical et le sclérenchyme, des cordons de cellules vasculaires, *ff*, qui ne sont autre chose que des faisceaux foliaires demeurant quelque temps dans la tige.

B. Cette structure n'appartient qu'à la partie aérienne de la tige, le rhizome est plus simple : il ne possède plus de moelle, le tissu conducteur y occupe l'axe. Cette dernière disposition se rencontre, en tous points de la tige, chez les Funaria, Dicranum, Grimmia, Bryum, Hypnum, certains Mnium. Ce faisceau axile se met aussi en relation avec la nervure médiane des feuilles par des faisceaux qui traversent le parenchyme.

C. Le faisceau conducteur axile manquant chez les Barbula, Leucobryum, Gymnostomum, Fontinalis, *Mnium undulatum* (1, XIX), la tige se trouve réduite au sclérenchyme et au parenchyme sous-jacent chez ces végétaux.

D. Les sphaignes (2, XIX) n'ont pas non plus de cellules conductrices, mais leur tige présente, au-dessus du sclérenchyme, 1 à 3 assises de cellules

incolores à paroi spiralée et perforée (*p*), servant de réservoir pour l'eau (*caq*).

Hépatiques. — La tige, lorsqu'elle existe, est fort simple, réduite, comme dans le cas C précédent, à un anneau de sclérenchyme entourant un parenchyme central, elle présente donc peu d'intérêt. Nous nous attacherons, au contraire, tout particulièrement à l'étude du thalle du *Marchantia polymorpha*, dont la description est classique. Chez ce végétal, le thalle est une membrane dichotome, verte à la partie supérieure, incolore inférieurement, appliquée et retenue sur le sol par des poils rhizoïdes (4, XIX, *pr*), dont quelques-uns ont leur paroi relevée à l'intérieur par de petites saillies de cellulose. Entre ces poils se trouvent insérées de petites lames incolores, feuilles rudimentaires ou *amphigastres*, *am*, composées d'un seul plan de cellules. La face supérieure du thalle est divisée en petites plages losangiques. La coupe transversale nous montre que ces plages doivent leur formation au soulèvement, en forme de cloches, de l'épiderme, qui ne se trouve rattaché au tissu sous-jacent qu'au pourtour de ces plages par des murs de cellules incolores *m*.

Ces vastes chambres aérifères sont en partie comblées par des files de petites cellules vertes *fc* (*filaments confervoïdes*), qui constituent la grande masse de l'appareil chlorophyllien du végétal. Au centre de chaque plage, se trouve un stomate, *st*, dont l'ostiole, contrairement à l'habitude, s'est développée au point de jonction de six cellules rayonnantes ; mais la complication va plus loin, car ces six cellules stomatiques se cloisonnent toujours de 4 à 6 fois parallèlement à la surface, engendrant ainsi un appareil comptant de 24 à 36 cellules. La partie la plus considérable du thalle est formée par un parenchyme, *pi*, à peu près incolore, car on ne rencontre que quelques grains de chlorophylle dans ses cellules supérieures. L'épiderme inférieur est mal caractérisé.

Les bonnes préparations de tiges de Muscinées sont difficiles à obtenir; si les coupes ne sont extrêmement minces, elles se couchent sur la tranche dans le véhicule. On peut employer la moelle de sureau et y encastrer soit une tige effeuillée, soit une tige dont on a simplement rabattu les feuilles vers le haut, soit enfin un petit faisceau de tiges préparées comme il vient d'être dit. L'encastrement dans la paraffine a l'avantage d'empêcher le retournement des coupes en leur donnant plus de surface. On montera immédiatement, en tous cas, les coupes dans le véhicule et on ne cherchera pas à séparer les feuilles qui peuvent fournir un appui aux coupes, et les empêcheront de basculer. Les coupes satisfaisantes seront recherchées avec un faible grossissement, et étudiées avec une amplification de 4 à 500 diamètres.

Les préparations du thalle du Marchantia sont aussi difficiles à obtenir;

on utilisera la pince de moelle de sureau et l'on attaquera toujours la face supérieure en premier lieu. Le thalle aura été débarrassé préalablement au moyen d'un pinceau, et par des frictions répétées faites dans une cuvette remplie d'eau, de toutes les parties terreuses qui le souillent.

TIGES DISSIMULES.

Certaines tiges prennent, en s'adaptant à des rôles particuliers ou bien à la suite d'atrophie, des apparences qui pourraient faire douter de leur nature, si l'anatomie ne nous éclairait pas sur l'origine de ces organes singuliers. C'est ainsi que les coupes transversales des *épines* du *Prunus spinosa* (4, XXIII), des Gleditschia, celle des *vrilles* des Ampélidées (Vitis, 3, XXIII), et des Passiflora ne nous laisseront aucun doute sur la nature axile de ces organes, en nous montrant que leur structure ne s'éloigne en rien de celle d'une tige ordinaire.

L'assimilation n'est pas aussi facile avec les *cladodes*, car ces organes ne sont pas toujours formés, comme on le croit généralement, par des rameaux simplement aplatis. On rencontre de ces cladodes types, constitués par des rameaux déprimés, chez les Opuntia et le *Mühlenbeckia platiclada* (1, 1', XXIII) où ils présentent, sur une coupe transversale, un cylindre central fortement étiré, recouvert par un parenchyme cortical riche en chlorophylle. La moelle incolore sert de réservoir d'eau au végétal qui se défend contre la transpiration (il habite des lieux secs) en diminuant sa surface par supression des feuilles, tout en assurant l'assimilation du carbone par l'extension du tissu chlorophyllien de la tige.

Le cladode des Epiphyllum a pour origine l'union intime du rameau aux feuilles distiques qu'il porte. La fusion se fait par l'intermédiaire du parenchyme cortical, comme le montre la coupe transversale de ces cladodes : on y rencontre, au milieu de la lame, un cylindre central, assez étroit, de tige dicotylédone plongé dans un parenchyme incolore étendu de chaque côté en forme d'ailes, et dans lequel courent des faisceaux libéro-ligneux, dont le bois regarde le cylindre central médian. Ces faisceaux réprésentent bien, en raison de leur orientation, les systèmes conducteurs des feuilles latérales. Mais lorsqu'un bourgeon se développe à l'aisselle d'une de ces feuilles, celle-ci confond son appareil circulatoire avec celui du rameau, qui n'est représenté, lui aussi, dans le cladode que par son cylindre central. Ces rameaux, qui sont rares chez les Epiphyllum, se produisent d'une façon constante chez les Xylophylla (*X. falcata*, 2, 2', XXIII); aussi, trouve-t-on chez ces végétaux tous les faisceaux foliaires remplacés par autant de cylindres centraux, qui se terminent dans les rameaux florifères placés à

l'aisselle de chacune des dents du cladode, seules parties libres des feuilles (fig. 61).

Les Ruscus n'ont point de cladodes. Leurs appendices verts foliacés sont bien des feuilles. Ces feuilles sont souvent indépendantes; souvent aussi elles s'accolent avec des rameaux florifères, comme le font du reste les bractées du tilleul, ce qui a fait croire à la présence de cladodes chez les Ruscus (fig. 62). Si l'on coupe transversalement une de ces membranes stériles, on lui trouve en tous points la structure d'une feuille; si l'on agit de même avec une membrane fertile, elle présentera en son milieu, et jusqu'au point

Fig. 61. — Cladode de Xylophylla portant latéralement des fleurs.

Fig. 62. — Rameau de *Ruscus aculeatus* portant à ses deux extrémités des feuilles ordinaires, en son milieu, des feuilles soudées à des branches florales.

de libération du rameau floral un cylindre central de tige. A la hauteur du rameau florifère, ce cylindre envoie des faisceaux à la bractée placée à la base de celui-ci, régénère la nervure médiane de la feuille, confondue avec lui jusque-là, puis s'engage dans l'axe d'inflorescence, qui reprend sa liberté. Cette conduite est bien celle de deux organes concrescents.

RACINE

L'étude de la racine sera plus facile que celle de la tige, car cet organe présente à l'âge primaire, quel que soit le végétal considéré, une structure uniforme ; de plus, des formations secondaires puissantes n'apparaissant que chez les dicotylédones, il en résulte que chez tous les autres végétaux les modifications apportées à la structure primaire ne seront jamais assez sensibles pour voiler le type primitif. Nous sommes donc autorisés à confondre le règne végétal entier dans l'étude de la jeune racine ; nous pourrons faire connaître ensuite en peu de mots les quelques faits propres à chaque embranchement.

STRUCTURE DE LA RACINE A L'AGE PRIMAIRE.

Du point végétatif de la racine (*pu*, 1, XXI) sortiront les quatre régions de ce membre : 1° la *coiffe* ou *pilorhize c*, qui en recouvre l'extrémité à la façon d'un doigt de gant et met en liberté par sa chute la deuxième partie primitivement profonde : la *membrane absorbante* appelée aussi *épiderme de la racine* (*ep*, *r*) et *assise pilifère ;* la troisième partie est le *cylindre cortical;* la quatrième, le *cylindre central.*

Les deux régions internes sont susceptibles, comme dans la tige, en adaptant leurs éléments à des rôles différents, de se subdiviser en plusieurs tissus ; mais, dans la racine, le cylindre cortical est toujours plus puissant que le cylindre central : ce dernier n'occupe généralement que le quart du diamètre.

Le végétal qui se prête le mieux à l'observation de la COIFFE est la lentille d'eau ; il suffit en effet de monter dans l'eau une de ces petites plantes entière de façon à ce qu'au moins une de ses racines flotte librement dans le liquide pour voir, même avec un grossissement faible, l'extrémité de cet organe recouverte d'une sorte de doigt de gant (*p*, 4, XX). Les Azolla jeunes, traités comme les Lemna, montrent également une coiffe énorme. Mais nous nous trouvons ici en face de cas particuliers, il faut voir la coiffe telle qu'elle se présente ordinairement. Nous nous adresserons pour cela aux racines adventives volumineuses des monocotylédones (Iris, maïs, fig. 63), aux crampons jeunes et blancs du lierre, dont on fera des coupes longitudinales passant autant que possible par le milieu même de la racine. On peut opérer sur les végétaux frais ; il y a plus de chances de réussite avec des organes durcis par une immersion de quelques jours dans l'alcool à 90°.

Ces coupes pourront montrer le *point végétatif* de la racine, mais il est préférable, lorsque l'on veut étudier particulièrement les initiales, de s'adresser à des embryons volumineux dont on a réveillé la vitalité par un séjour de 48 heures ou davantage dans de l'eau, à 15° environ, déposée sur une assiette ou maintenue dans une éponge. L'embryon étant gonflé, on l'extrait de la graine en enlevant les téguments et l'albumen s'il existe. Si

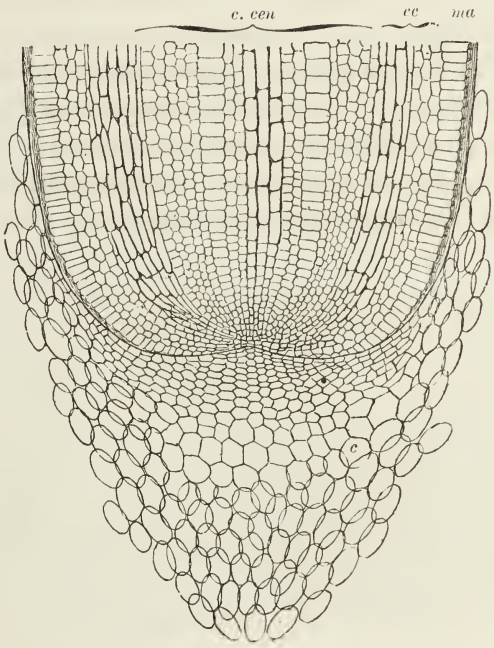


Fig. 63. — Coupe longitudinale axile de l'extrémité d'une racine de maïs. Le point végétatif présente trois groupes d'initiales : l'externe produit la coiffe, *c*; le médian, la membrane absorbante, *ma*, et le cylindre cortical, *cc*; l'interne, le cylindre central, *c. cen.* (D'après Sachs.)

la radicule est droite (Graminées, Composées), on la laissera attachée au reste de l'embryon; si elle est courbe (Papilionacées, Crucifères), on l'en séparera. On pourra opérer les coupes sur la pièce fraîche; il est préférable, à mon avis, de les faire durcir au préalable dans l'alcool à 95°. Elles seront encastrées dans de la moelle de sureau sèche si l'on opère avec des végétaux frais, dans de la moelle imbibée d'alcool si l'on emploie des parties durcies. On orientera la pièce pour obtenir des coupes longitudinales de radicule et l'on ne recueillera que celles d'entre elles qui passent dans le voisinage du centre; on les traitera par le chlorure de calcium, comme il a été dit à la page 43, et on les montera finalement dans la glycérine. On peut aussi les éclaircir par une immersion de quelques heures dans une solution étendue de potasse; on fera cesser l'action de l'alcali en le neutralisant par l'acide acétique étendu; enfin, on montera la préparation dans la

glycérine. Si la transparence laissait à désirer, on traiterait la préparation par l'ammoniaque avant de la monter.

La recherche des initiales n'est pas un travail de débutant ; nous serons sobre de renseignements sur ce sujet, renvoyant pour le détail à la thèse de M. Flahaut [1]. Nous nous en tiendrons aux conclusions générales de ce savant :

Les éléments du point végétatif se divisent le plus souvent en trois groupes. Chez les dicotylédones, le cylindre central procède d'un groupe, le cylindre cortical d'un second groupe, l'épiderme et la coiffe d'un troisième. Chez les monocotylédones, la coiffe a des génératrices propres, l'épiderme et le cylindre cortical ont des génératrices communes, le cylindre central procède encore d'un groupe particulier. On constatera ces faits pour les dicotylédones sur les grosses graines de Composées, surtout sur celles du

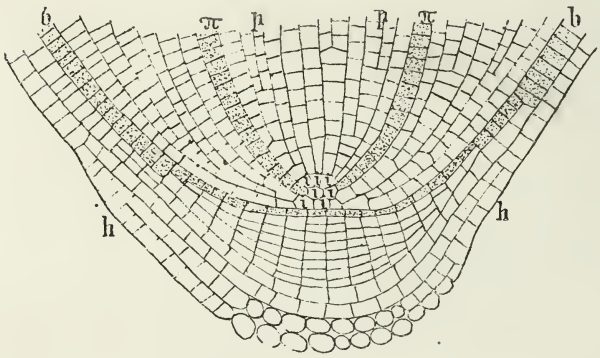


Fig. 64. — Coupe longitudinale passant par l'extrémité de la racine de l'*Helianthus annuus* (d'après Reinke). La coiffe, *h*, et la membrane absorbante, *b*, ont des initiales communes. Le cylindre central, qui est compris entre les couches *b* et π, a des initiales propres, de même que le cylindre central dont l'assise la plus externe est indiquée par la lettre π.

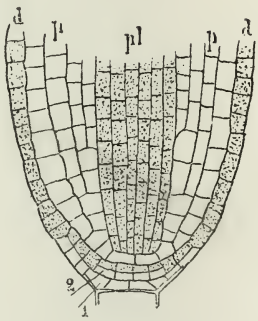


Fig. 65. — Extrémité radiculaire, vue en coupe longitudinale médiane, d'un embryon de *Capsella Bursa-pastoris* (d'après Hanstein). 2, initiales de la coiffe, 1, et de la membrane absorbante, *d*; le cylindre cortical, *p*, a ses initiales propres, de même que le cylindre central, *pl*.

soleil (fig. 64) et sur les radicules des Crucifères (fig. 65) ; les embryons du maïs, du blé, de l'avoine (17, XXIX, *p*) serviront d'exemples pour les monocotylédones.

Il existe des cas plus simples : ainsi chez les Ombellifères et le lierre il n'y a que deux groupes d'initiales et l'un d'eux s'emploie entièrement à la confection du cylindre central ; chez les Papilionacées (c'est par là que

1. *Ann. sc. nat. Bot.*, 6e série, tome VI.

devront commencer les débutants en agissant sur le haricot (1, 1′, XXI), le pois, la fève) il n'existe qu'un groupe d'initiales (1′, I). Chez la plupart des Cryptogames, tous les tissus procèdent d'une cellule unique.

Aussi longtemps que les cellules allongées de la MEMBRANE ABSORBANTE restent cachées sous la coiffe, elles diffèrent peu des cellules voisines, mais aussitôt après leur libération elles bombent leur paroi externe et projettent, s'il y a lieu, leur partie médiane vers l'extérieur pour former les poils radicaux, prenant, dans ce cas, la forme d'un maillet dont le poil serait le manche et le corps de la cellule, la tête. En un mot, elle prend les caractères que nous lui avons donnés à la page 130. Elle se trouve représentée en *ma*, pl. VII, fig. 8, 9, 10, 14; on la trouve encore dans la planche XIX désignée par *ep* dans la figure 8, et dans les trois figures 5, 6, 7, prises : la première, chez les dicotylédones (*Lychnis githago*); la seconde, chez les monocotylédones (*Hemerocallis japonica*); la troisième, chez les cryptogames vasculaires (*Asplenium striatum*). Ces figures ont été placées en regard afin de faire sauter aux yeux la similitude de structure dans les trois embranchements.

Le CYLINDRE CORTICAL se divisera bientôt en trois parties distinctes : 1° à l'extérieur, la *membrane épidermoïdale ou assise subéreuse ;* 2° au milieu, le *parenchyme cortical* toujours formé par plusieurs assises de cellules; 3° à la limite interne, la *membrane endodermique*.

Nous connaissons déjà l'*assise subéreuse* (pag. 126) que l'on rencontre à la périphérie de la racine après la chute de la membrane absorbante dont elle cause la mort en se subérisant. Elle est bien reconnaissable à la forme polyédrique de ses éléments, à leur union intime, à leur coloration noirâtre dans les racines un peu âgées, et aussi, parfois, à leur volume plus considérable que celui des éléments voisins (*me*, 5, 6, 7, 8, XIX et 8, 9, 14, VII). L'assise subéreuse se cloisonne chez les monocotylédones pour donner naissance au subéroïde (*sub*, 10, VII; *me*, 1′, XX); elle sécrète de l'huile essentielle chez les acores, les Garcinia, les Valérianées (*me*, *gl*, 3′, XXI). Elle conserve généralement des parois minces, cependant on trouve une membrane épidermoïdale épaissie chez beaucoup de vieilles racines aériennes d'Orchidées, et aussi dans les crampons du lierre.

Le *parenchyme cortical* est normalement constitué, comme celui de la tige, par deux séries adossées de cellules. La *zone interne* est formée, en raison de son mode de développement centrifuge, par des éléments dont le volume décroît en se rapprochant de l'extérieur; ses cellules, polyédriques dans leur jeunesse, tendent à arrondir leurs angles avec l'âge; elles sont disposées, au moins dans les premiers temps, en couches concentriques. La *zone interne*, à développement centripète, est composée de cellules nettement disposées en files radiales (*pc*, 5, XIX; *zi*, 1′, XX). Contrairement à ce que l'on

observe pour la tige, la zone interne est ordinairement plus développée dans la racine que la zone externe ; cette dernière peut même se trouver réduite, le cas est fréquent chez les dicotylédones (5, XIX), à l'assise subéreuse qui en dérive, cette assise se comportant ici comme le fait l'endoderme dans la tige où nous l'avons vu représenter, parfois, à lui seul la zone interne. On voit souvent chez les monocotylédones et les cryptogames le parenchyme cortical sclérifier quelques-uns de ses éléments ; on peut observer chez l'asperge (*sc*, 1′,XX), les Smilax, l'épaississement de ses cellules externes ; chez les fougères (*Asplenium striatum* (7, XIX), *Adianthum acuneatum*), les racines aériennes des Orchidées (*cl*, 3′,3″, XX), on rencontrera ces sclérites à la face interne du parenchyme. On peut trouver dans le parenchyme cortical des cellules à amidon, à cristaux, à chlorophylle (racines aquatiques et aériennes), à huile essentielle (vétiver), des laticifères (Euphorbiacées), des canaux sécréteurs (Clusia), des canaux aérifères (aquatiques), des lacunes (Graminées et Cypéracées).

Les cellules de l'*endoderme* se trouvent toujours dans le prolongement des files de la zone interne du parenchyme cortical, car elles représentent les éléments les plus jeunes de cette zone différenciés d'une façon particulière. Il paraît cependant en être fréquemment autrement, mais l'anomalie est plus apparente que réelle, car la discordance provient simplement de la subdivision par des cloisons radiales des cellules endodermiques primitives (*en*, 5, XIX) ; il est, du reste, facile à constater que dans ces cas l'endoderme peut se subdiviser en petits groupes d'éléments se superposant exactement aux cellules de la dernière assise du parenchyme cortical : preuve de l'exactitude de ce que nous avons avancé. Les cellules de l'endoderme se subérifient de bonne heure, ce qui leur communique une teinte sombre qui les fera reconnaître facilement, même lorsqu'elles conservent des parois minces. Elles seront encore décelées dans ce cas, fréquent chez les dicotylédones et les aquatiques, par les plissements de leurs parois radiales qui se projettent comme des points noirs sur les coupes transversales (*en;* 5,6,10, XIX). L'endoderme épaissit souvent ses parois chez les monocotylédones ; la sclérification porte alors rarement sur toute la surface de la cellule (racines aériennes des Vanda, Epidendrum, Dendrobium) ; elle ne s'étend, ordinairement, qu'aux faces profondes et latérales (*en*, 11, XIX ; 1′,1″,2,3′,3″, XX). Cet endoderme à cellules en U est bien connu des pharmacologistes qui le désignent par le nom de *Kernscheide* chez les salsepareilles. Les cellules de l'endoderme opposées aux faisceaux ligneux échappent plus souvent que les autres à la sclérification ; elles forment au milieu de la membrane résistante des *places perméables* par lesquelles s'effectuent les échanges entre les deux cylindres cortical et central. L'endoderme des Composées, autres que les Chicoracées, donne naissance, en se cloisonnant

en face des faisceaux libériens, à des arcs de canaux résineux (*cr* et *en*, 4′,4″, XXI). Le nombre des canaux entrant dans chaque arc varie avec l'espèce : il peut se réduire à l'unité ou s'élever jusqu'à vingt. Chez le

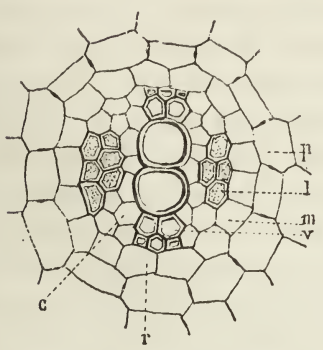


Fig. 66. — Cylindre central de la racine d'*Allium Cepa* (Monocotylédone).

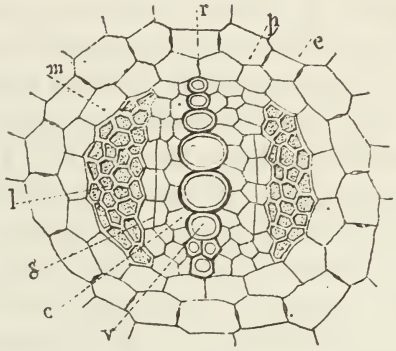


Fig. 67. — Cylindre central de la racine de *Beta vulgaris* (Dicotylédone).

e, parenchyme cortical ; *p*, endoderme ; *m*, péricycle ; *r*, cellules rhizogènes du péricycle ; *v*, bois ; *c*, tissu conjonctif ; *l*, liber ; *g*, cambium (d'après Van Tieghem).

Simaruba officinalis, les cellules de l'endoderme, et aussi celles du cylindre cortical et la membrane absorbante, sécrètent de l'oléo-résine.

Le CYLINDRE CENTRAL (fig. 66, 67, 68, 69) se différencie en : 1° un *péri-*

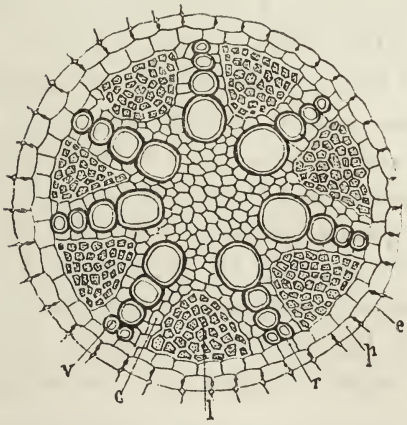


Fig. 68. — Cylindre central de la racine de *Colocasia antiquorum* (Monocotylédone).

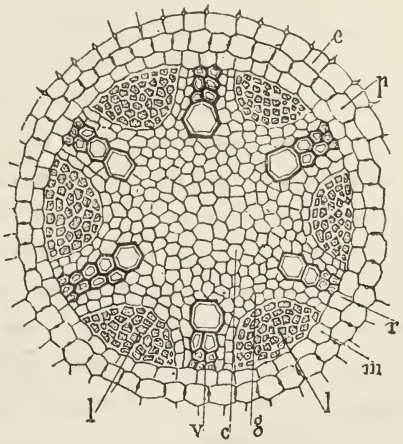


Fig. 69. — Cylindre central de la racine d'*Artanthe elongata* (Dicotylédone).

Les lettres ont la même signification que dans les figures précédentes (d'après Van Tieghem).

cycle, appelé aussi *péricambium* ou *membrane rhizogène*, *m*; 2° *faisceaux ligneux et libériens*; 3° *tissu conjonctif*.

Le *péricycle* de la racine est généralement plus simple que celui de la tige. Il est ordinairement formé par une seule assise de cellules placées en

alternance avec les éléments de l'endoderme. Il est parfois plus compliqué (Pinus, etc.), mais à des degrés divers : chez le ricin, le haricot, le pois, le lupin, la fève, etc., il présente plusieurs couches d'éléments en face du bois, tout en restant simple en face du liber; chez les pins, le châtaignier, la vigne, le chiendent pied-de-poule, les salsepareilles, il se compose, en tous ses points, de plusieurs assises de cellules. Il est mou le plus souvent; on le voit cependant sclérifier tardivement chez certains végétaux tout (Smilax, *Agave americana*, *Cynodon dactylon*) ou partie de ses cellules (*Oncidium sphacelatum* (*pe*, 3', XX), *Vanilla planifolia*, Tamus). Dans le second cas, ce sont encore les cellules opposées au bois et aux places perméables de l'endoderme qui échappent le plus souvent à la sclérification.

Les éléments du péricycle, à peu près égaux entre eux, ont toutefois une légère tendance à se développer davantage en face du bois; il y a exception pour les Graminées et les Cypéracées où, tout au contraire, les cellules qui se trouvent vis-à-vis des faisceaux ligneux sont toujours beaucoup plus petites que les autres. On voit même ces cellules faire totalement défaut dans certains cas. Cette disparition, que l'on doit regarder comme une atrophie poussée à l'extrême, ne semble pas constante dans toutes les espèces où on l'observe. Si l'on veut admettre que cette atrophie plus ou moins prononcée ait pour cause une nutrition plus ou moins défectueuse, il devient facile de mettre fin au désaccord que l'on voit exister entre divers botanistes qui trouvent dans la même espèce les uns le péricycle fragmenté, les autres le péricycle ininterrompu. Le péricycle est ordinairement incomplet chez le maïs (*p*, 11, XIX), le blé, le seigle, les Carex, les Scirpus, où l'on pourra observer le fait. Enfin, le péricycle donne naissance dans quelques familles, en se découpant par des cloisons obliques, à des canaux résineux qui restent inclus dans son épaisseur. Chez les Ombellifères, Araliacées et Pittosporées il se développe ainsi : 1° un petit arc de canaux triangulaires, sauf le médian qui est quadrangulaire, en face de chaque faisceau ligneux (Voy. la partie gauche de la fig. 12, XIX *cr*); 2° devant chaque faisceau libérien, un canal unique, pentagonal et non hexagonal, comme le représente la figure. Chez les Hypéricinées, ces canaux existent également, mais ils sont situés dans l'espace compris entre les faisceaux libériens et ligneux.

Les *faisceaux ligneux et libériens* sont indépendants, séparés les uns des autres par une lame de tissu conjonctif; ils sont toujours en nombre égal, disposés en alternance contre la face interne du péricycle. Ces faisceaux sont en nombre constant dans les pivots grêles qui n'en contiennent qu'une quantité restreinte : deux à quatre; chez les espèces à pivot volumineux, présentant toujours plus de quatre faisceaux, le nombre de ceux-ci est variable et proportionné au volume de l'organe (ricin, châtaignier,

maïs), comme il l'est normalement, du reste, dans les racines latérales et adventives. On voit même, parfois, le nombre des faisceaux varier sur le parcours d'une même racine (pivot du *Mirabilis Jalapa*, pivot du *Canna lutea*).

Les *faisceaux ligneux* sont entièrement formés de vaisseaux réunis en prismes à trois faces dont les sommets sont tournés vers le péricycle. Les vaisseaux les plus anciens, les plus étroits, occupent ce sommet : ce sont des trachées ; ceux qui sont rapprochés de la base, souvent beaucoup plus volumineux que les précédents, sont réticulés ou ponctués (1‴, XX). Les faisceaux ligneux étant à croissance centripète, on les voit, dans les espèces à cylindre central étroit, se prolonger presque forcément jusqu'au centre où ils rencontrent les faisceaux voisins. Ce cas est fréquent chez les dicotylédones, aussi les racines de ces végétaux manquent-elles de moelle le plus souvent (5, 10, 12, XIX; 2, XXI et fig. 66, 67). On rencontre tout au contraire une moelle plus ou moins considérable dans les racines primaires volumineuses à large cylindre central (racines adventives des monocotylédones : 1, 2, 3, XX; racine de valériane, 3, 3′, XXI), car, chez ces végétaux, le développement du bois s'arrête habituellement lorsque les vaisseaux les plus profonds sont encore fort éloignés du centre. Dans ce second cas, les faisceaux ligneux peuvent rester indépendants (3, XX et fig. 68, 69), ou se réunir deux à deux, ou trois à trois, par leurs vaisseaux internes en s'étendant au-dessous des faisceaux libériens (iris, 2, XX ; asperge, 1′, XX ; Smilax). Souvent ces gros vaisseaux ne font pas corps avec la masse du faisceau dont ils sont séparés par une ou plusieurs assises de cellules conjonctives (asperge, 1′, XX; Smilax). Enfin, le bois primaire des pins, mélèzes, Diptérocarpées, présente, entre ses trachées écartées, de petits canaux résineux.

Les *faisceaux libériens*, également centripètes, ne s'avancent pas autant vers le centre que les faisceaux ligneux. Ils sont demi-cylindriques, constitués par des vaisseaux grillagés ou cribreux, d'autant plus larges qu'ils sont rapprochés davantage du centre (*l*, pl. XX), à paroi très réfringente, ce qui les fait distinguer facilement du tissu conjonctif voisin. Le liber primaire contient des canaux sécréteurs chez les Térébinthacées, Liquidambarées, Burséracées, Araucaria, Mammea, Calophyllum. Chez les Chicoracées, il renferme des vaisseaux laticifères.

Le nombre des éléments qui entrent dans la constitution des faisceaux ligneux et libériens varie entre certaines limites. Les faisceaux les plus pauvres s'observent chez les aquatiques où ils peuvent se trouver réduits à un élément unique, et encore, le bois se résorbe-t-il de bonne heure chez eux. La dégradation est poussée à l'extrême chez le *Damasonium stellatum* (9, XIX) où le cylindre central ne renferme, outre le péricycle, que trois

vaisseaux dont deux libériens, *l*, et un seul ligneux, *b*, central, représentant à lui seul deux faisceaux confondus.

Dans cet exemple il n'y a plus de représentant du *tissu conjonctif interne* qui manque aussi complètement chez quelques autres aquatiques. Le fait est rare, car si le cylindre central est souvent dépourvu de moelle en raison de la confluence des faisceaux ligneux au centre, il présente par contre, d'une façon presque constante, des rayons conjonctifs parenchymateux entre les faisceaux libériens et ligneux (*c*, fig. 66-69).

Rayons et moelle peuvent rester mous (ficaire, renoncule : *tc*, 10, XIX, valériane : *m*, 3′, XXI; colocase, (fig. 120) ou se sclérifier totalement (muguet, iris : *tcs*, 2, XX) ou partiellement (asperge : *tcs*, 1′, XX; Oncidium : 3′, XX; Smilax, vétiver, petit houx). Cette sclérification commence à se produire à l'extérieur et gagne peu à peu la région centrale ; elle s'arrête ordinairement dans les espèces qui conservent une partie parenchymateuse centrale, un peu au delà de la face interne des faisceaux ligneux. L'ensemble de ce sclérenchyme et des faisceaux libériens et ligneux qu'il englobe a été quelquefois désigné par le nom de *meditullium ligneux*, terme qu'il ne faut pas prendre à la lettre. Lorsque le centre parenchymateux renferme quelques gros vaisseaux isolés, dépendant de faisceaux ligneux pris dans le sclérenchyme, ces vaisseaux s'entourent aussi d'une gaine sclérenchyme; les salsepareilles nous montrent fréquemment ce fait. Enfin, le tissu conjonctif central présente un canal sécréteur axile chez les Cedrus, Abies, Pseudolarix.

Technique. — On observera d'abord la stucture primaire sur de jeunes racines *bien blanches* que l'on recherchera en terre au moyen d'une bêche et non par une traction de bas en haut sur la tige, ce qui est le meilleur moyen pour les laisser dans le sol. On se débarrassera de la terre attachée aux racines en agitant ces organes dans l'eau sans précipiter l'opération par des frictions à la main qui enlèvent toujours les parties externes. On agira d'abord sur des parties pas trop distantes du point végétatif et on en fera des coupes transversales et longitudinales radiales ; il faudra récolter un certain nombre des dernières afin d'en posséder quelques-unes passant par des faisceaux ligneux et d'autres par des faisceaux libériens (1, 1′, 1″, X ; 1′ — 1‴, XX). On observera ensuite le développement de l'assise subéreuse sur des parties un peu plus âgées, faiblement colorées. La sclérification des éléments primaires sera étudiée sur des portions plus âgées encore, manifestement brunes, et l'on donnera pour cette recherche la préférence aux monocotylédones. Ces coupes seront faites dans les parties droites de la racine, car les parties coudées ne peuvent donner que de mauvaises préparations. L'on pourra s'aider de la fuchsine ammoniacale qui colorera différemment les parties subéreuses, l'endoderme, le bois et les parties

scléreuses. Pour reconnaître le liber et le distinguer du tissu conjonctif, ce qui est quelquefois difficile, on se rappellera sa position et aussi la réfringence plus forte de ses parois. On s'adressera de préférence chez les dicotylédones à des espèces herbacées habitant des lieux humides (Renoncules : 10, XIX), Ficaire, *Mentha aquatica)* ou à des espèces véritablement aquatiques (Nymphea, Hippuris, etc.), dans lesquelles les formations secondaires de la racine sont tardives ou même n'apparaissent pas ; avec les autres dicotylédones, il faudra absolument faire choix de radicelles bien blanches, qui pourront seules se montrer exemptes de formations secondaires. Presque toutes les monocotylédones et les cryptogames se prêteront bien à l'étude ; les iris (2, XX*)*, asperge (1 — 1‴, XIX), Convallaria, Ruscus, Arum, donnent de bons résultats.

Origine des racines latérales. — On rencontrera souvent dans les préparations précédentes des éléments divers qui traversent directement et complètement le cylindre cortical pour s'échapper au dehors : ce sont des racines latérales. Ces organes naissent en effet en face des faisceaux ligneux, par formation de points végétatifs nouveaux dans ces tissus voisins qui conservent le plus longtemps la faculté de se diviser : le péricycle et l'endoderme. La cellule unique qui forme le point végétatif chez les cryptogames se différencie dans l'assise la plus interne du cylindre cortical chez les Filicinées et les Équisétacées ; mais, tandis que chez les premières cette assise porte, selon la règle générale, les plissements caractéristiques de l'endoderme, elle se spécialise pour la production des radicelles chez les Equisetum où l'endoderme est formé par l'avant-dernière assise de cellules du cylindre cortical. Chez les Lycopodiacées, où les racines ne portent point de racines latérales, mais se divisent en dichotomie, les choses se passent d'une façon toute différente : la ramification provient de la segmentation du point végétatif de la racine mère. Chez les phanérogames, les initiales dérivent tantôt entièrement du péricycle (*Trapa natans*, Alisma, Zea, Raphanus, Helianthus), tantôt du péricycle et de l'endoderme, ce dernier fournissant les initiales de la coiffe et de la membrane absorbante (Pistia, gymnospermes), tantôt du péricycle, de l'endoderme et des cellules les plus profondes du parenchyme cortical (Papilionacées et Cucurbitacées).

L'étude de ce développement se fera sur de jeunes racines, au moyen de coupes transversales successives, en partant de la partie supérieure de la coiffe et remontant jusqu'à la dernière radicelle saillant au dehors. En examinant dans l'eau ces coupes, que l'on disposera sur le porte-objet dans leur ordre de superposition, on en rencontrera certainement quelques-unes parmi elles qui présenteront des racines en voie de formation. On séparera celles-ci et on les traitera par le chlorure de calcium ou la potasse, comme il a été dit page 205 pour l'étude du point végétatif.

Pour fixer les idées et guider les recherches, nous reproduisons, d'après Reinke, les premiers stades du développement d'une radicelle chez le *Trapa natans*. Chez ce végétal, les initiales procèdent toutes du péricycle *p* (fig. 70) qui se divise primitivement en deux, parallèlement à la surface, dans les points où doivent se former les radicelles, pour engendrer les initiales *d* de la coiffe et de la membrane absorbante et les initiales *n* des deux cylindres cortical et central. On suivra facilement le développement

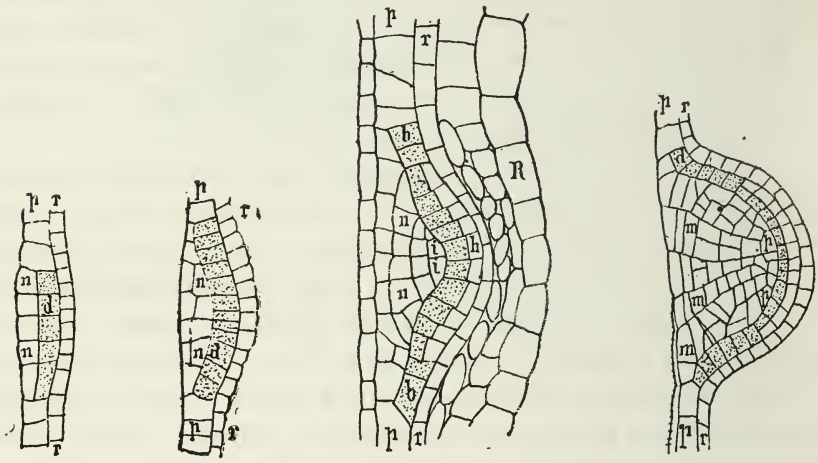


Fig. 70. Fig. 71. Fig. 72. Fig. 73.

États successifs de formation d'une radicelle sur une racine mère de *Trapa natans*. — *p*, péricycle; *r*, endoderme; *b-d*, initiales de la coiffe et de la membrane absorbante; *n-i*, initiales du cylindre central et du cylindre cortical; *h*, coiffe. Dans la figure 73, *mm* représente le cylindre central, *pp* le cylindre cortical, *P* le péricycle (d'après Reinke).

de ces parties sur les figures 70, 71, 72, 73 dont la lecture a été facilitée en teintant de gris la membrane absorbante *d-b*; les cellules *h* qui confinent à l'endoderme *r* représentent la coiffe ; celles qui se trouvent de l'autre côté de la membrane absorbante sont les initiales des cylindres cortical et central.

Les radicelles prennent naissance par exception en face des faisceaux libériens chez les Graminées et Cypéracées chaque fois qu'il y a atrophie partielle ou complète des cellules du péricycle opposées aux faisceaux ligneux.

La présence des canaux résineux dans le péricycle en face des faisceaux ligneux et libériens force les racines latérales à se développer en face des rayons médullaires chez les Araliacées, Ombellifères et Pittosporées.

La racine latérale rattache ses faisceaux conducteurs aux faisceaux libériens et ligneux de la racine mère les plus rapprochés d'elle, c'est-à-dire au faisceau ligneux devant lequel elle s'est développée et aux faisceaux libériens qui se trouvent à droite et à gauche de celui-ci.

La recherche des cellules génératrices de la radicelle est difficile pour les débutants ; ils pourront la négliger, mais il est intéressant, pour eux, de constater, au point de vue de la rhizotaxie, les relations qui existent entre la position des faisceaux ligneux de la racine mère et celle des radicelles. Cette constatation est fort simple chez les monocotylédones où toute coupe transversale de racine mère, passant par l'insertion d'une radicelle, montrera la chose. Si l'on a soin de recueillir toutes les coupes passant par l'insertion et de les examiner successivement, on pourra observer en même temps le raccordement des faisceaux conducteurs. Il convient, pour obtenir de bonnes préparations, de sectionner au préalable les radicelles à leur point de sortie du corps de la racine mère. Le fait est moins évident chez les dicotylédones qui ont dépassé l'âge primaire; on arrivera quand même au but en suivant la radicelle à travers les formations secondaires : elle conduira aux faisceaux ligneux primaires sur lesquels elle s'attache.

Nous ne pouvons quitter la racine primaire sans dire un mot de la structure des racines aériennes et de celle des tubercules des Orchidées.

Les RACINES AÉRIENNES que l'on trouve chez quelques Orchidées, Aroïdées, Commelinées, Amaryllidées, épidendres, ne diffèrent en somme des racines ordinaires des monocotylédones que par la formation d'un liège spécial dû au cloisonnement de la membrane absorbante. Ce liège, *voile ou velamen*, est caractérisé le plus souvent (Pothos excepté) par le développement d'épaississements spiralés nombreux dans la paroi de ses cellules (*v*, 3-3″, XX, *Oncidium sphacelatum*). Ce voile est nettement limité à l'extérieur par la partie externe, individualisée en une sorte d'épiderme *cr*, de la membrane absorbante devenue subéreuse, à l'intérieur, par la membrane subéreuse qui sclérifie le plus souvent ses cellules tout en respectant cependant çà et là quelques éléments; ceux-ci, en raison de leur volume moins considérable que celui des cellules voisines, ont été pris pour des cellules stomatiques par quelques auteurs. Le sclérenchyme est puissant dans ces racines. Il se développe dans le parenchyme cortical (*f* et *cl*) et à la périphérie du cylindre central. Enfin, en raison de leur habitat aérien, ces racines présentent un cylindre cortical relativement étroit contenant de la chlorophylle.

Les TUBERCULES DES ORCHIS ET OPHRYS, qui constituent le salep des pharmacies, résultent de l'union intime, par confusion des parenchymes corticaux, d'un nombre variable de racines. La coupe transversale d'un de ces organes laisse voir, en effet, plusieurs petits cylindres centraux de racines primaires, entourés chacun d'un endoderme spécial, pris au milieu d'un tissu conjonctif puissant : les parenchymes corticaux de ces racines. Ces parenchymes, riches en amidon, contiennent de nombreuses cellules gorgées de mucilage.

RACINE AGÉE DES DICOTYLÉDONES.

La racine des monocotylédones ne subit que peu de modifications avec l'âge. Nous avons déjà parlé de la sclérification de ses éléments et de la formation du subéroïde. Pour terminer avec elle, il nous suffira de signaler : 1° la formation de liège dans les cellules sous-jacentes à l'assise subéreuse chez les espèces à racines volumineuses, dépourvues de subéroïde (iris, asphodèle, Lilium, Philodendron); 2° l'apparition, à la périphérie du cylindre central, dans les racines âgées d'Aletris et de Dracæna, de faisceaux libéro-ligneux secondaires dus à la segmentation du péricycle.

Les dicotylédones présentent au contraire des modifications intéressantes qui ont pour cause l'apparition, dans leur cylindre central, d'un cambium libéro-ligneux correspondant à celui de leur tige. Lorsque ce cambium apparaît, car il fait parfois défaut et dans ce cas la structure primaire est permanente, il prend toujours naissance dans les cellules conjonctives qui s'appuient contre la partie médiane de la face interne des faisceaux libériens primaires (fig. 67, *g*). Ces éléments se cloisonnent parallèlement à la périphérie et, en détachant tantôt leur partie externe, tantôt leur partie profonde, se transforment en un cambium à jeu double produisant du liber secondaire par sa face externe, du bois secondaire par sa face interne. Chez quelques végétaux aquatiques et herbacés où le cambium apparaît tardivement et reste très peu actif, ce tissu générateur demeure localisé en face des faisceaux libériens : leur racine présente autant d'arcs cambiaux que de faisceaux conducteurs de la sève élaborée.

Ce fait est rare; ordinairement, le cambium, tout en continuant à se développer dans le tissu conjontif, s'étend à droite et à gauche, contourne entièrement la face interne des faisceaux libériens, s'applique ensuite contre le péricycle et atteint enfin la partie externe des faisceaux ligneux Les cellules conjonctives manquant en ce point, les arcs cambiaux empruntent, pour se réunir en anneau, des éléments aux cellules du péricycle opposées aux trachées. Ces cellules se découpent, pour cela, parallèlement à la surface, en deux éléments superposés, et, tandis que l'externe continue à faire partie du péricycle, l'interne se joint au cambium (suivez le trait ponctué placé au bas de la figure 2, XXI). L'anneau de cambium ainsi constitué laisse, comme celui de la tige, le bois primaire sur sa face profonde; se comportant encore comme celui-ci, il produit en certains points des rayons médullaires. Ces rayons se développent chez quelques végétaux de très bonne heure, car ils prennent naissance dans les premiers cloisonnements du cambium; ils dérivent alors, le plus souvent, des cellules cambiales

tirées du péricycle et se trouvent dans le prolongement des faisceaux ligneux primaires qui, en raison de la présence de ces rayons, sont faciles à retrouver, même dans des racines fort âgées (4, 4′, XXI et 1′, XXII). Chez d'autres végétaux où le cambium s'applique entièrement dans les premiers temps à la formation de bois et de liber, ces rayons médullaires sont tardifs; ils se terminent à une certaine distance du centre, ce qui les distingue des précédents.

Les rayons médullaires se multiplient ordinairement avec le développement en diamètre de la racine. Lorsqu'ils ne s'avancent pas jusqu'au centre et que le bois secondaire accolé aux faisceaux primaires épaissit ses éléments, il devient impossible, dans la plupart des cas, de reconnaître sur une coupe transversale les vaisseaux du bois primaire (Viola, fenouil, *Cephælis Ipecacuanha*) ; il faudra rejeter dans les premiers temps ces exemples qui donnent une mauvaise idée de la racine.

Le bois et le liber secondaires de la racine ne présentent point d'éléments spéciaux; ils sont généralement plus riches en parenchyme, plus pauvres en éléments fibreux et scléreux que les éléments similaires de la tige. Leurs parties parenchymateuses renferment fréquemment de l'amidon et des cristaux. Le liber secondaire des Chicoracées, Campanulacées, Lobéliacées, Convolvulacées contient des laticifères; celui des Malvacées, des cellules ou des lacunes à mucilage (5, 5′, 5″, X) ; celui des Ombellifères, Araliacées, Hypéricinées, Garcinia, Callophyllum, Mammea, de certaines Radiées et Tubuliflores, Cupressinées, des canaux sécréteurs; celui des Liquidambar présente des cellules sécrétantes dans ses rayons médullaires.

Le bois secondaire des Pinus, Larix, Picea, Diptérocarpées, de quelques Composées (*Anacyclus pyrethrum* et *officinarum*, aunée, *Carlina acaulis :* dans les rayons médullaires) renferme des canaux sécréteurs.

La production plus ou moins considérable de liber et de bois secondaires se fait sentir sur les parties externes de la racine qui subissent des transformations proportionnées à l'activité du cambium : 1° lorsque *ce tissu générateur n'apparaît point* (racines flottantes d'aquatiques : Hippuris, Myriophyllum), la structure primaire se conserve intacte ; 2° lorsque le *cambium apparaît tardivement* (ce qui se produit chez quelques plantes herbacées ou aquatiques et quelques rares plantes ligneuses: renoncules, *Adonis vernalis*, Nymphea, *Asarum europæum*, Menyanthes, *Polygonum amphibium*, primevères, valérianes: 3,3′, XXI, *Artanthe polyfolia*, *Clusia flava*, etc.), il ne donne naissance qu'à quelques éléments secondaires en nombre trop restreint pour faire sentir leur présence aux éléments externes qui conservent leur disposition primaire. Dans un troisième cas, *le cambium apparaît de bonne heure, mais il ne jouit pas d'une activité très grande :* il ne produit qu'une quantité minime d'éléments secondaires ou,

si ceux-ci deviennent puissants un jour, ce n'est qu'après un temps très long. On voit alors toutes les parties extérieures au liber se prêter à l'accroissement en volume du cylindre central en multipliant leurs éléments par formation de cloisons radiales: 4′, 4″, XXI. L'épiderme et, beaucoup plus rarement, l'assise subéreuse, qui se prêtent moins bien à la division, tombent parfois et sont remplacés par une lame peu épaisse de suber *s* qui se développe dans les cellules externes du parenchyme cortical. Le péricycle devient générateur et, en se cloisonnant tangentiellement, il donne naissance à sa face interne à un parenchyme secondaire *pa* ² qui s'interpose entre lui et le liber. On pourra observer cette persistance du cylindre cortical avec des formations libéro-ligneuses hâtives plus ou moins puissantes, chez la bardane (4, XXI), les *Anacyclus Pyrethrum* et *officinarum*, l'*Alchemilla vulgaris*, le *Faba vulgaris*, l'*Euphorbia esula*, l'œillet d'Inde, les Centaurea, etc.

Dans un 4ᵉ cas, qui doit s'observer chez la majorité des dicotylédones, *les formations libéro-ligneuses secondaires sont hâtives et deviennent rapidement puissantes.* Les parties externes ne pouvant se prêter à l'accroissement sont bientôt toutes désorganisées si ce n'est le péricycle qui se transforme en un méristème à jeu double (*pe*, 1′, 1″, XXII) et produit par des cloisonnements tangentiels du suber *s* vers l'extérieur, du parenchyme secondaire *pc* ² vers l'intérieur. Le suber amène la chute, plus ou moins rapide, de tout ce qui se trouve en dehors de lui, c'est-à-dire de la membrane absorbante et du cylindre cortical entier y compris l'endoderme qui peut pourtant persister parfois quelque temps encore à la surface du liège après la chute du parenchyme cortical. Il faudra éviter avec soin, dans ce cas, de confondre le parenchyme secondaire d'origine péricyclique avec le parenchyme cortical primaire. Les racines de patience, d'oseille: 1-1″, XXII, d'aunée, de chicorée, de pissenlit, des Caprifoliacées, du lierre, de l'angélique, cerfeuil, etc., serviront à l'étude de ces racines qui perdent leur cylindre cortical. Les racines des gymnospermes qui rentrent aussi dans ce groupe pourront être employées; leur bois secondaire est constitué comme celui de la tige, avec cette différence que les fibres aréolées sont disposées sur quatre séries au lieu de deux.

Pour étudier les formations secondaires des dicotylédones, il serait intéressant, si le temps le permettait, de pratiquer des coupes à différentes hauteurs afin de suivre l'évolution à partir de l'âge primaire jusqu'à l'arrivée au type définitif. Si l'on ne peut le faire, on s'adressera directement au type en ayant soin : 1° d'agir d'abord sur des racines à larges rayons médullaires qui laissent parfaitement voir le bois primaire : la bardane et l'oseille que nous avons pris pour exemples (4, XXI et 1, XXII) réalisent ce *desideratum;* 2° d'avoir recours aux Radiées, Tubuliflores ou Ombellinées pour

démontrer la persistance ou la chute du cylindre cortical, car on trouve chez ces végétaux des points de repère dans les canaux sécréteurs de l'endoderme ou du péricycle dont la présence et la position ne laisseront pas de doute au débutant. Le doute pourrait se produire avec des végétaux dépourvus de ces glandes chez lesquels l'endoderme et le péricycle perdent parfois très facilement leurs caractères avec l'âge. Il est presque toujours inutile, et souvent fâcheux, d'agir sur des racines dont le volume dépasse de beaucoup celui d'un crayon ordinaire.

RACINES ANOMALES DES DICOTYLÉDONES.

Nous pourrons passer rapidement en revue la plupart de ces anomalies, dues presque toutes aux mêmes causes qui ont produit des écarts identiques dans la tige, écarts que nous connaissons.

1° Nous mentionnerons simplement la formation de faisceaux libéroligneux secondaires, disposés en couches concentriques dans les Nyctaginées (*Mirabilis Jalapa*). Ces faisceaux proviennent du cloisonnement direct du péricycle après la mort du cambium. 2° Nous glisserons également sur les faisceaux tertiaires du turbith et de quelques autres Convolvulacées, des Chénopodées (*Chenopodium bonus Henricus :* 2, XXII, *Beta vulgaris*) et des familles voisines, qui sont disposés comme les précédents et se développent dans un parenchyme secondaire issu lui-même du péricycle.

3° Les racines tuberculeuses de la scammonée, du jalap (3, XXII), du *Myrrhis odorata*, de la bryone dioïque doivent leur hypertrophie à deux causes agissant simultanément à un moment donné: 1° au développement pour ainsi dire exagéré d'un bois secondaire normal pauvre en vaisseaux, très riche en parenchyme; 2° à la formation dans ce parenchyme, soit autour des vaisseaux, soit en des points éloignés des vaisseaux, de tissus générateurs c^2, lamelleux (3′, XXII) ou contournés en anneau (3″, id.), produisant du bois, b^3, et du liber, l^3, tertiaires. Chez les Convolvulacées, ce liber tertiaire est riche en laticifère *la;* sa production doit enrichir la drogue.

4° Les racines des Œnanthe sont anormales et semblent formées à première vue, bien qu'il n'en soit rien, par plusieurs racines concrescentes (4, XXII); le fait est surtout frappant dans les racines tuberculeuses. Chez les espèces à racines peu volumineuses (*OE. fistulosa*, etc.) ces pseudo-racines sont peu nombreuses et disposées sur un cercle ; chez les espèces à racines volumineuses (*OE. crocata*, etc.) ce cercle comprend de nombreux corps qui laissent entre eux un tissu conjonctif puissant (la moelle de la racine) dans lequel courent un nombre variable, parfois très grand, de

pseudo-racines. Quelle est la constitution de ces corps? Ceux du rang externe (4′) présentent en leur centre un des faisceaux ligneux primaires de la racine B, puis, en s'éloignant de ce faisceau, un anneau de bois secondaire B^2, un cambium *c*, un liber secondaire L renfermant de nombreux canaux sécréteurs. La formation de ces massifs est due à ce que le cambium (4″) contourne les faisceaux du bois primaire par leurs deux faces interne et externe et les entoure ainsi totalement de formations secondaires, tandis que, par contre, il cesse, pour ainsi dire dès son apparition, tout travail en face des faisceaux libériens primaires qui s'effacent eux-mêmes assez pour n'être plus que difficilement distingués sur la racine âgée.

Les corps médullaires propres aux racines volumineuses doivent leur origine à la segmentation des massifs externes à bois primaire central, comme le montrent les coupes transversales opérées dans la base de la racine où l'on voit les faisceaux périphériques s'allonger dans la moelle (4‴), de circulaires devenir elliptiques, s'étrangler ensuite en leur milieu et, finalement, se diviser en deux arcs qui rapprochent immédiatement leurs extrémités pour reformer des massifs cylindriques. Le bois primaire restant toujours attaché au segment externe, le segment interne n'est constitué que par des éléments secondaires. Les parties détachées peuvent se segmenter à leur tour dans la moelle par le processus qui vient d'être décrit, multipliant ainsi le nombre des pseudo-racines.

Les anomalies de la racine s'étudieront sur des coupes transversales.

PASSAGE DE LA RACINE A LA TIGE.

Il existe entre la tige et la racine, considérées après le développement de l'embryon en plantule, une région, plus ou moins étendue selon le végétal mis en expérience, dans laquelle on voit, lorsqu'on la parcourt de bas en haut, le faciès radical, qu'elle présente au point de départ, s'altérer peu à peu par la transformation ou le déplacement des tissus qui tendent ainsi à donner à l'axe la structure de la tige. J'avais considéré cette région comme le *collet* de la plante, mais les botanistes préfèrent actuellement réserver ce nom à la ligne circulaire tracée à la surface de la plantule par la substitution de l'épiderme à la membrane absorbante : ligne qui sépare la radicule de la tigelle. Quoi qu'il en soit, cette région comprend le plus souvent la longueur de la tigelle et l'on observe assez souvent la structure de la tige au point d'insertion des cotylédons (chanvre), mais il est aussi fréquent de ne rencontrer en ce lieu qu'une disposition intermédiaire entre la structure de la tige et celle de la racine. Ce fait s'observera chez la plupart de ces végétaux à plantules grêles qui font passer dans les colylédons la tota-

lité de l'appareil circulatoire de leur racine (Rheum, Phytolacca, *Galeopsis ladanum*, gremil). La structure de la tige apparaît alors brusquement au-dessus des cotylédons; la chose ne peut nous surprendre, car toute la partie de l'axe supérieure aux feuilles séminales provient du point végétatif de la tige qui se trouve caché dans la gemmule. La limite inférieure de notre région se trouve au-dessous du collet et sa limite supérieure à la hauteur de l'insertion des cotylédons chez l'*Ipomœa purpurea*, la grande capucine, l'oranger, le haricot, l'*Hemerocallis japonica ;* la limite inférieure se trouve encore au-dessous du collet chez les Pirus, Mirabilis, Castanea, *Commelina tuberosa*, Gladiolus, Acer, mais la limite supérieure se trouve dans la tigelle chez ces végétaux ; chez le ricin, le dattier, notre région se trouve comprise entièrement dans la radicule et a pour limite supérieure le collet.

Les caractères distinctifs de la racine et de la tige étant tirés de la disposition des formations primaires, il faudra étudier le passage avant l'apparition des formations secondaires qui altèrent toujours le type primitif. On fera germer des graines de chanvre, lin, réséda, ricin, melon, volubilis, etc., on arrêtera le développement de l'embryon aussitôt après l'épanouissement des cotylédons.

Les plantules, récoltées avec soin et débarrassées à l'aide d'un pinceau de la terre qui les souille, seront plongées pendant plusieurs jours dans l'alcool à 90°. Elles seront montées dans de la moelle de sureau gorgée d'alcool et sectionnées avec un rasoir excellent imbibé du même liquide. Les coupes seront jetées dans l'alcool, puis montées dans la glycérine acétique de façon à pouvoir être étudiées dans un ordre méthodique. Pour gagner du temps, on recherchera d'abord les limites de la région et aussi la localisation des phénomènes intéressants en sacrifiant une plantule pour obtenir des coupes transversales de l'axe passant par l'insertion des cotylédons, le tiers supérieur et le tiers inférieur de la tigelle, le collet, par la base de la racine vers le troisième millimètre au-dessous du collet ; les points critiques seront étudiés au moyen de coupes transversales successives pratiquées dans de nouvelles plantules.

Les modifications à observer sont : 1° la substitution de l'épiderme cuticularisé à la membrane absorbante ; 2° la disparition de la membrane épidermoïdale qui n'a plus de raison d'être après l'apparition de la cuticule ; 3° l'apparition de la moelle ou son élargissement amenant le renversement des proportions relatives des deux cylindres ; 4° les modifications du péricycle ; 5° la transformation du mode de développement du bois primaire qui de centripète devient centrifuge ; 6° la superposition des faisceaux ligneux aux faisceaux libériens pour amener la formation des faisceaux libéro-ligneux.

Le *collet* devrait pouvoir être étudié au moyen de coupes longitudinales

radiales, mais cette façon de procéder peut conduire à des erreurs. La face libre des membranes épidermique et absorbante ne devrait pas se montrer en continuité directe en leur point de contact ; la membrane absorbante est, en théorie, en retrait d'une demi-épaisseur de cellule sur l'épiderme, mais la turgescence fait facilement disparaître l'écart après la chute de la coiffe. Les relations véritables s'observeront dans l'embryon avant la chute de la coiffe. Si, après avoir pratiqué des coupes longitudinales de la partie axile d'un de ces petits organes (1′, 1″, XXI), on suit de haut en bas l'épiderme qui le recouvre, on verra cette membrane (*ept*, 1″), se diviser, à un certain moment, parallèlement à la surface en deux assises superposées. L'extérieure *c*, sujette à la chute, mettra en liberté à la germination l'assise interne *ep. r* qui prendra alors les caractères de la membrane absorbante. La surface de l'épiderme se trouve donc en continuité avec celle de la coiffe et en discordance avec celle de la membrane absorbante.

Toutes les autres transformations seront étudiées sur des coupes transversales. On prendra pour guides les figures 5-15 de la planche XXIII.

La *membrane épidermoïdale* perd ses parois subéreuses au-dessus du collet, arrondit ses cellules et forme l'assise externe de l'hypoderme de la tige lorsqu'il existe (*me* : 5-7).

Le rôle du *parenchyme cortical* est surtout passif; cependant, il développe parfois de l'hypoderme dans la tigelle ; les glandes schizogènes apparaissent dans son intérieur, au-dessus du collet, chez des plantes qui présentent habituellement cette variété d'appareil glandulaire (Rutacées, etc.). L'*endoderme* ne subit pas de transformations très sensibles ; il traverse la tigelle avec son appareil sécréteur lorsqu'il en présente un dans la racine, mais cet appareil suit tous les mouvements du liber qu'il ne quitte jamais (11, *cr*). Le *péricycle* traverse notre région sans modifications lorsqu'il est simple dans la tige et la racine ; s'il est plus complexe dans la tige, il se transforme peu à peu, mais généralement assez vite pour se présenter avec son faciès caulinaire primaire lors de l'opposition des faisceaux ligneux aux faisceaux libériens; il se contente le plus souvent de segmenter ceux de ses éléments qui font face au liber. Les cellules qui proviennent de cette division sont fort petites dans les premiers temps et ne se distinguent en rien, sur une coupe transversale, des éléments libériens voisins ; cette apparence a fait croire, à tort, à l'interruption du péricycle devant les faisceaux libéro-ligneux dans la plupart des plantes. Les *faisceaux libériens et ligneux* de la racine se segmentent en deux parties, puis les segments voisins des deux tissus différents se rapprochent et se superposent pour former les faisceaux libéro-ligneux. L'axe présente typiquement, à la suite, lors de la réalisation du type caulinaire un nombre de faisceaux libéro-

ligneux égal à celui des faisceaux conducteurs isolés de la racine, mais la confluence de ces faisceaux libéro-ligneux deux à deux vient souvent voiler la règle. Ordinairement, le bois et le liber cheminent l'un vers l'autre pour amener leur superposition ; lorsque les faisceaux sont nombreux et serrés dans la racine, le bois se déplace seul; chez la luzerne, le dattier, le bois reste en place, le liber fait toutes les avances.

Les faisceaux libériens ne présentent à étudier que leur segmentation et leur mouvement de glissement le long du péricycle. La conduite du *bois* est plus intéressante ; son renversement demande un travail considérable et se décompose en plusieurs temps qui se produisent successivement, mais à des hauteurs variables et plus ou moins rapidement selon les végétaux. Les mouvements du bois sont intimement liés au développement du tissu conjonctif interne; ils se produisent dans l'ordre suivant : 1° le nombre des éléments du faisceau augmente dans la proportion de deux à trois ; 2° ces éléments, pressés par le développement du tissu conjonctif, se groupent en massifs cunéiformes plus courts, comprenant toujours plusieurs séries radiales de vaisseaux; 3° le tissu conjonctif pénètre au milieu du faisceau et le divise en deux masses (8, 13); 4° le tissu conjonctif se développe en grande quantité entre les parties profondes de ces lames, les repousse latéralement contre le liber et amène la formation des faisceaux libéro-ligneux (13, 14); 5° les trachées primitives s'éloignent du péricycle, s'avancent dans la moelle et bientôt chaque demi-faisceau ligneux prend une orientation perpendiculaire au rayon (9, 11) ; cette *orientation sécantielle* persiste généralement pendant longtemps; 6° les faisceaux passent de l'orientation sécantielle à l'orientation radiale centrifuge soit par le déplacement du faisceau libéro-ligneux entier (10) qui tend à se fusionner avec le faisceau libéro-ligneux le plus voisin, soit par un mouvement de volet du bois, soit par un déplacement individuel des vaisseaux (*nl*, 15).

Lorsque la racine présente le type binaire, son système conducteur passe entièrement dans les cotylédons; lorsqu'elle appartient au type quatre, il en est encore de même, mais deux de ses faisceaux s'appliquent à former les nervures médianes des feuilles séminales (*nm*, 15), les autres à constituer les nervures latérales *nl;* dans ce cas, le bois de la nervure latérale prend toujours l'orientation centrifuge avant celui de la nervure médiane qui peut même ne jamais la posséder dans l'axe (Althæa, 15, XXIII, *Impatiens glanduligera*). Lorsque la racine présente un nombre impair de faisceaux ligneux (3 : Medicago ; 5 : Pirus ; 7 : Citrus), quelques-uns d'entre eux passent dans la première feuille et, chose remarquable, prennent l'orientation centrifuge encore plus rapidement que les faisceaux des nervures latérales.

Les faisceaux libéro-ligneux du premier entre-nœud épicotylé ne sont donc que très rarement formés par des faisceaux radicaux ayant dépassé

les cotylédons; ils sont toujours, cependant, en continuité avec l'appareil circulatoire de la racine, car tous les faisceaux qui n'en procèdent pas immédiatement prennent naissance sur les faisceaux libériens radicaux au point où ceux-ci se divisent pour s'opposer aux faisceaux ligneux. Ces faisceaux ont, dès leur origine, le faciès caulinaire [1] primaire; leur bois constitué par des trachées se fixe, par le bas, au bois secondaire de la racine et non au bois primaire de cet organe, comme on pouvait le croire. Il me semble possible de rapprocher cette genèse des faisceaux du premier entre-nœud épicotylé de celle des faisceaux foliaires plus élevés, par segmentation des faisceaux réparateurs; tel ne serait pas l'avis de ces botanistes qui ont émis récemment cette idée : que la tigelle est une formation indépendante de la racine, qui se terminerait au collet, et de la tige, qui aurait l'insertion des cotylédons pour limite inférieure, créée pour permettre le *raccordement* de ces deux organes.

LA FEUILLE

La feuille nous présente à étudier : la *gaine*, le *pétiole*, les *stipules* et le *limbe* qui se décompose lui-même en *nervures* et *parenchyme*. Il convient de séparer dès l'abord le parenchyme et les stipules des autres parties, car, la gaîne, le pétiole et les nervures, placés en continuité directe, présentent une grande similitude de structure, ce qui permet de les rapprocher dans une même étude. Le meilleur moyen, pour se faire immédiatement une bonne idée de la constitution histologique de ces parties, consiste à rechercher en premier lieu les relations de leurs tissus avec ceux de la tige. Cette façon de procéder, en nous permettant d'envisager ces parties comme si elles étaient formées par un segment de tige primaire se déjetant au dehors sans que ses appareils changent sensiblement de constitution histologique, nous laissera toute liberté pour passer rapidement sur certains détails qui nous sont connus depuis l'étude de la tige.

Gaîne. — On vérifiera les relations de l'axe avec l'appendice et l'on apprendra à connaître en même temps la structure de la gaîne en pratiquant des coupes successives dans un nœud, en partant de sa base, d'un lieu où il présente encore la structure non altérée de la tige, et en remontant jusqu'au point de libération de la feuille. On choisira une tige herbacée, on en séparera les feuilles au-dessus de la gaîne et on la montera verticalement dans le sureau, la partie la plus âgée tournée vers le haut. Le séneçon se prête

1. Ils sont encore dans la plantule à l'état procambial et y revêtent une apparence libérienne trompeuse.

bien à cette manipulation ; les phénomènes auxquels on pourra assister dans le parcours des nœuds de ce végétal se présenteront dans l'ordre suivant : 1° le parenchyme cortical de la tige se dilate du côté de la feuille ; 2° le cylindre central s'étend dans le même sens ; 3° trois des faisceaux libéro-ligneux quittent leur rang et font une saillie de plus en plus prononcée dans le parenchyme cortical en repoussant devant eux le péricycle et l'endoderme (*ff*, 5, XXVI) ; 4° au moment où le bois de ces faisceaux dépasse la hauteur du cylindre central, la boucle, formée par le péricycle et l'endoderme écartés, se sépare du cylindre central de la tige, puis elle entoure complètement le faisceau en réunissant ses extrémités au-dessous du bois ; 5° les faisceaux, ainsi bordés, s'avancent davantage dans le parenchyme cortical devenu encore plus puissant ; 6° apparaissent alors deux sillons opposés, recouverts par l'épiderme de la tige (6, XXVI), qui découpent le parenchyme cortical en deux parties en passant au-dessous des faisceaux ; 7° ces sillons, convergeant l'un vers l'autre, amènent, par leur rencontre, la libération de la feuille. La gaine apparaît alors ; elle tire donc directement tous ses appareils de la tige et ceux-ci conservent la constitution qu'ils possédaient dans cet organe. Nous distinguerons la gaine de la tige par la disposition de ses appareils : les faisceaux n'y sont plus disposés en cercle et entourés par un péricycle et un endoderme communs, ils y forment un arc et possèdent chacun leur endoderme et leur péricycle propre.

La structure de toutes les gaines rappellera celle du séneçon ; il est indispensable cependant d'ajouter quelques remarques avant de passer à un autre sujet. Les faisceaux ne s'y présentent pas toujours (Pomacées, Amygdalées, etc.) complètement entourés par l'endoderme et le péricycle ; l'isolement complet et hâtif des faisceaux libéro-ligneux par un anneau endodermique me semble propre seulement aux espèces dont les faisceaux restent toujours assez espacés les uns des autres dans le pétiole pour y demeurer indépendants (beaucoup de Composées, les valérianes, etc.). Lorsque la feuille ne reçoit qu'un petit nombre de faisceaux, 1-3, ces appareils proviennent de la partie de la tige opposée à la feuille et chacun est constitué, le plus souvent, par un faisceau caulinaire primaire entier. Lorsque la feuille est engainante, elle reçoit un grand nombre de faisceaux qu'elle tire de toute la périphérie du cylindre central, et, dans ce cas, les faisceaux qui sortent de la tige sont inégaux : le faisceau médian, plus volumineux, est formé par un faisceau caulinaire entier, les autres ne comprennent, généralement, qu'un fragment de ces faisceaux et celui-ci est d'autant moins volumineux que son point d'origine est plus éloigné du faisceau médian ; il y a cependant des exceptions dans lesquelles on voit des faisceaux volumineux alterner avec de plus petits.

Pétiole. — Parfois, surtout dans ces espèces herbacées où il n'existe aucune ligne de démarcation entre la gaine et le pétiole (Composées : chicorée, 1,1', XXIV ; Valérianées, Dipsacées), la structure de la gaine se retrouve sans altération appréciable sur tout le parcours du pétiole : les faisceaux restant isolés et disposés en arc parcourent parallèlement cet organe sous la protection de leur endoderme annulaire. Il n'en est pas toujours ainsi surtout chez les espèces ligneuses, soit parce que le collenchyme y prend souvent des proportions considérables, soit parce que les faisceaux libéro-ligneux y prennent une disposition nouvelle.

Le collenchyme prend une importance considérable dans le pétiole d'un grand nombre de végétaux ligneux où il peut occuper une portion notable du diamètre de cet organe et même y remplacer complètement le tissu conjonctif (Pomacées, Amygdalées et *col* ou *co*, XXIV, 2,3,4,5,8,9). Il tient alors le limbe sous sa dépendance, le redressant vers le ciel lorsque, gorgé d'eau, il entre en turgescence, le laissant retomber lorsque le végétal souffre de la soif. Le péricycle lui vient alors souvent en aide en remplaçant ses éléments scléreux, au point où *ce tissu érectile* prend tout son développement, par des éléments collenchymateux susceptibles de turgescence. Cette disposition, sorte de régulateur, permet à la plante de proportionner la quantité de calorique qu'elle reçoit du soleil à la réserve d'eau qu'elle possède et de lutter contre le dessèchement.

Les faisceaux libéro-ligneux peuvent se comporter très diversement dans leur parcours du pétiole : 1° rester en arc (XXIV : 1,2,3), ou se disposer en cercle (4-5-6-11), ou affecter des dispositions beaucoup plus complexes s'ils sont très nombreux, comme dans les Cycas (10, *Cycas siamensis*) ; 2° rester isolés (1,4,5,8,10,11) ou se rapprocher et s'unir en une masse libéro-ligneuse divisée par de simples rayons médullaires (3,6). Dans le premier de ces deux derniers cas, chaque faisceau possède son endoderme et son péricycle particulier ; dans le second, le péricycle et l'endodorme sont uniques, communs à toute la masse, l'entourant partiellement si les faisceaux sont rassemblés en arc (3), l'entourant totalement si les faisceaux se sont unis en cercle (6) ; 3° les faisceaux peuvent se diviser dans le parcours du pétiole : le pétiole du lierre est particulièrement intéressant à ce point de vue ; 4° les faisceaux peuvent se disposer nettement en deux groupes ; l'un de ces groupes, plus volumineux, étant regardé comme principal et le second comme accessoire, ce dernier peut se placer soit entre le groupe principal et l'extérieur : il est alors *intracortical* (7, XXIV), soit dans l'arc, ou l'anneau, formé par les faisceaux du groupe principal (8,9) : il est alors *intramédullaire*. Ces faits seront contrôlés au moyen de trois ou quatre coupes transversales faites à différentes hauteurs dans le pétiole ; cette façon de procéder est fort instructive, car elle permet de juger des variations

de structure, parfois nombreuses, de cet organe. Les sujets d'étude sont variés et nombreux comme le montre le tableau suivant.

- On trouvera un *pétiole* dans lequel les faisceaux sont disposés : (pl. XXIV)
  - en un arc dont les membres sont
    - tous distincts..... chicorée (1), conyze, valérianes, Dipsacées.
    - en partie distincts, en partie soudés, laurier-cerise (2), lilas, digitale.
    - soudés en une seule masse, Eucalyptus (3), Pomacées.
  - en un cercle dont les membres sont
    - tous distincts ..... lierre (5), Ficus, Smilax (11).
    - en partie distincts, en partie réunis, ronce (4).
    - tous réunis..... oranger (6), néflier du Japon, *Quercus Ilex*.
  - sur une ligne sinueuse ou dans un ordre compliqué, *Cycas revoluta*, *Cycas siamensis* (10).
  - en deux groupes. Dans ce cas, le groupe accessoire est
    - intracortical ..... noyer (7), Cytisus, Robinia, *Sorbus aucuparia*.
    - intramédullaire ..... *Aralia spinosa* (8), châtaignier (9), *Apium graveolens*, marronnier, Pavia, tilleul.

Nervures (pl. XXV). — Lorsque la feuille est penninerve, le pétiole se continue sans altération dans la nervure médiane jusqu'à la naissance de la première nervure latérale ; si la feuille est palminerve, sa structure se modifie déjà à quelque distance du limbe comme le montre une coupe transversale pratiquée au-dessous du point de départ des digitations ; les faisceaux se groupent en autant de massifs qu'il existe de nervures principales dans la feuille. L'on pourra suivre ensuite sur des coupes transversales, de plus en plus rapprochées du limbe, la division de ces massifs et du tissu conjonctif qui les avoisine entre ces nervures. La structure de ces divisions primitives rappellera donc en petit celle du pétiole ; les nervures de second ordre qui naissent par division des nervures de premier ordre posséderont un faciès peu différent de celui de leurs génératrices. Cependant, le type primitif s'efface après un certain nombre de divisions ; le tissu conjonctif disparaît et les nervures grêles courent au milieu du parenchyme de la feuille (1-6, XXV).

Les nervures se terminent soit par des anastomoses, soit, après avoir perdu leur liber, par des cellules globuleuses lignifiées, sortes de trachées ramassées, qui se groupent parfois en petits massifs terminaux. Ces massifs peuvent servir soit à l'émission d'eau : ils font alors partie des appareils de

transpiration que nous avons décrits page 151, soit, tout au contraire, à l'emmagasinement de ce liquide : ils se trouvent dans ce cas au milieu du parenchyme et n'ont aucune relation avec les stomates aquifères ; ce sont les *réservoirs vasiformes* qui se rencontrent chez les végétaux habitant les lieux secs. On peut étudier ces terminaisons en enlevant les deux épidermes qui recouvrent la partie à étudier ; on traite d'abord la préparation par l'alcool pour la débarrasser de la chlorophylle ; on la place ensuite dans un verre de montre avec quelques gouttes d'acide azotique concentré et on la chauffe jusqu'à ce que l'attaque commence ; on retire alors le feu et on laisse l'action de l'acide se poursuivre jusqu'au moment où les faisceaux se détachent en jaune sur le fond décoloré. On lave la préparation avec de l'eau légèrement ammoniacale et on la monte ensuite dans la glycérine ou mieux dans la glycérine acétique que l'on porte à l'ébullition. On peut suivre alors les faisceaux sans difficulté au milieu du parenchyme. Les feuilles coriaces se prêtent mieux que les autres à ces manipulations.

Les faisceaux libéro-ligneux du pétiole conservent le faciès caulinaire ; ils développent souvent des éléments secondaires (*c*, 1, XXV) et ceux-ci sont surtout puissants chez les dicotylédones à feuilles persistantes. Le bois et le liber secondaires peuvent aussi apparaître dans les grosses nervures. La disposition des faisceaux peut se conserver dans la nervure médiane telle qu'elle existe dans le pétiole ; elle se modifie le plus souvent. Le nombre des éléments conducteurs décroît peu à peu dans les faisceaux par suite de leur segmentation, bien que la somme des éléments des rameaux soit toujours supérieure à celle des composants de la branche, ce qui cause la stagnation de la sève aqueuse dans la feuille. On ne rencontre plus dans les nervures grêles (2-3, XXIV) qu'une ou deux trachées accompagnées d'autant de vaisseaux libériens. Le bois des faisceaux de la feuille regarde toujours la face supérieure de cet organe. Les faisceaux libéro-ligneux seront semblables à ceux de la tige : collatéraux, bicollatéraux ou concentriques (5, XXV), selon les cas. Des faisceaux singuliers s'observent chez les Cycas. Le pétiole du *Cycas siamensis* (10, 10′, XXIV) comprend un grand nombre de petits faisceaux (*flb*) collatéraux et au centre un massif plus volumineux manifestement formé par la confluence de trois faisceaux semblables aux précédents. Chacun des petits faisceaux comprend : (10′, XXIV) un endoderme, *en*, gorgé d'oxalate de chaux, un péricycle mou *p*, un liber primaire L′ presque toujours à l'état de lame cornée à la suite de son aplatissement par les formations secondaires : L^2 et B^2, enfin, et c'est là le fait remarquable, un bois primaire B^2, cunéiforme, à développement centripète.

Le péricycle et l'endoderme conservent en passant dans la feuille leurs appareils glandulaires ; le fait sera facile à constater chez les Ombellifères,

Composées : *la*, 1′, XXIV, les Araliacées, etc. L'endoderme et le péricycle entourent toujours complètement les faisceaux des nervures. L'endoderme reste mou le plus souvent (1, 2, 3, 6, XXV), mais se sclérifie parfois (Scolopendre ; 5, XXV, et Amelanchier) ; il est bien reconnaissable dans le premier cas soit à ses plissements, soit encore au diamètre de ses éléments, soit enfin à l'absence presque constante de chlorophylle dans son intérieur. Le péricycle peut se modifier totalement dans la même feuille et se comporter différemment dans le pétiole, les grosses et les petites nervures. Il est mou en tous points chez le Néflier et aussi, généralement, dans toutes les nervures grêles ; il peut sclérifier partiellement ses cellules ou les développer en fibres ; ce squelette se localise alors le plus souvent en face du liber (Dianthus, *pe*, 1, XXV) ou sur les deux parties opposées et extrêmes du faisceau (chicorée : *pe*, 1′, XXIV, Pirus, Malus, houx) ; il se sclérifie entièrement, du moins dans toutes les nervures importantes, chez l'Amelanchier, le *Sorbus terminalis* et dans beaucoup d'autres exemples.

Le pétiole peut renfermer toutes les variétés de glandes que nous avons observées dans la tige primaire (1, 1′, 3, 5, 8, 10, XXIV ; 2, V).

On étudiera les nervures sur des coupes bien perpendiculaires à leur direction. On en recherchera les parties droites et on les enlèvera, avec deux ou trois millimètres du parenchyme qui les borde, par deux coups de scalpel donnés parallèlement à cette direction Le lambeau détaché sera monté dans la pince de sureau, en ayant soin de placer la nervure suivant le grand axe du bâton de moelle. On fera bien, pour se faire une bonne idée de la disposition générale des nervures et aussi de leurs segmentations et anastomoses, de sectionner transversalement et perpendiculairement à leur nervure médiane de petites feuilles entières de *Vinca minor* (15, XXV), de buis, de Cotoneaster, etc. Presque tous les végétaux se prêtent bien à l'étude des nervures ; les feuilles coriaces se laissent couper plus facilement que les autres.

Le PARENCHYME (pl. XXV) se décompose en épidermes et mésophylle. La structure de ces parties est très variable et peut n'être pas la même dans toutes les feuilles du végétal ; elle est sous la dépendance entière : 1° de l'habitat de la feuille (aérien, aquatique, souterrain) ; 2° de l'intensité de l'éclairage et aussi de la différence entre les quantités de lumière que reçoivent les deux faces de la feuille ; 3° de l'habitat de la plante qui, lorsqu'elle affectionne les lieux secs, transforme souvent une partie du parenchyme en réservoir d'eau ; 4° de la place qu'occupe le végétal dans la série des êtres. Nous étudierons successivement ces différents cas qui sont tous également intéressants.

1° *Les feuilles sont aériennes.* — (*a*. Lorsque les feuilles aériennes ont un limbe horizontal placé à une certaine distance du sol, comme le sont

celles de nos arbres et arbrisseaux, leur face supérieure étant fortement éclairée tandis que l'inférieure l'est fort peu, la structure de la feuille ne sera point la même sur les deux faces. On rencontrera supérieurement (2) un épiderme à cellules épaisses, à cuticule bien accentuée, dépourvu de stomates (2′), puis, au-dessous, une ou plusieurs assises (le nombre en est d'autant plus grand que l'éclairage est plus intense) de cellules allongées, perpendiculaires à l'épiderme et placées les unes à côté des autres comme les pieux d'une palissade (*tp*); ce *tissu en palissade* est ordinairement fort riche en chlorophylle. Les cellules qui se trouvent au-dessous sont arrondies ou irrégulières, mais laissent toujours entre elles de grands méats ou de petites chambres, ce qui a valu à leur ensemble le nom de *tissu caverneux ou spongieux* (*tl*, 2); il est limité par l'épiderme inférieur qui est constitué par des éléments moins hauts que ceux de l'épiderme supérieur. présentant au milieu d'eux de nombreux stomates (2, 2″). Ce parenchyme est dit, en raison de sa structure, *hétérogène asymétrique* ou *bifacial;* on pourra l'étudier chez le laurier-cerise (2), le lierre, le fusain du Japon, l'*Aucuba japonica*, le Berberis, les *Ribes flavum* et *aureum*, l'oranger, etc.

(*b*. Lorsque les feuilles sont presque verticales, comme celles de beaucoup de monocotylédones, ou assez basses pour que leur face inférieure reçoive, par réflexion du sol, et aussi par transmission au travers du limbe, une quantité de lumière sensiblement égale à celle que perçoit la face supérieure, on leur trouve alors une structure identique sur les deux faces du limbe : les deux épidermes se ressemblent et portent l'un et l'autre des stomates (3-3″, 6-6″), mais le mésophylle pourra se comporter de deux façons différentes: (α, être constitué par des cellules toutes semblables (6, XXV), auquel cas le *parenchyme* est *homogène;*(β, présenter du tissu en palissade sur ses deux faces libres et du tissu caverneux au centre (3, XXV) : le parenchyme est alors *hétérogène symétrique*. Certains botanistes réunissent ces deux variétéssous l'appellation commune de *parenchyme centrique*. On trouvera des exemples de parenchyme homogène chez les plantains (6), colchique, jacinthe, Scilla, Allium; chez ces dernières plantes, le parenchyme est fistuleux, parcouru par de larges lacunes. La menthe-coq (3), les narcisses, l'Halimus, l'*Arundo donax*, le *Cassia acutifolia*, l'*Eucalyptus globulus*, ont des feuilles à parenchyme hétérogène symétrique.

On peut rencontrer des intermédiaires entre les deux cas *a* et *b:* le lilas possède avec un mésophylle bifacial des stomates aux deux faces de la feuille; la scolopendre (5), avec un parenchyme homogène, ne présente de stomates que sur son épiderme inférieur.

2° La partie du parenchyme qui se transforme en *réservoir d'eau* dans certaines *plantes des lieux secs* peut se localiser à la périphérie ou dans le milieu du parenchyme.

(*a*. Lorsque le réservoir se localise à l'extérieur, il peut se rencontrer sur les deux faces de la feuille ou sur la face supérieure seulement, il est toujours constitué par des cellules incolores bien distinctes des cellules chlorophylliennes qui peuvent se disposer soit selon le type bifacial (*Ficus elastica*), soit selon le type centrique (Tradescantia). Le réservoir peut tirer son origine des cellules sous-épidermiques : *Tradescantia discolor*, houx, Canna, *Nerium oleander* (*cr*, 8, VI), ou des cellules épidermiques

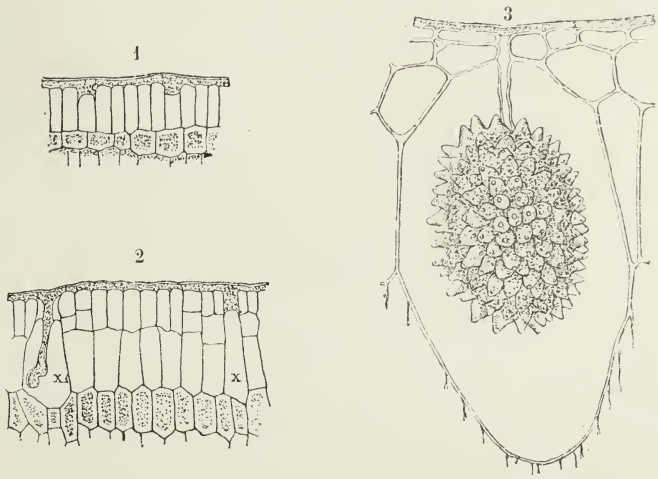


Fig. 74. — 1, 2, 3, Stades successifs du développement, par cloisonnements des cellules de l'épiderme supérieur, du réservoir d'eau et des cystolithes du *Ficus elastica* (d'après de Bary).

qui se divisent de bonne heure : *Ficus elastica* (fig. 74 : 1, 2, 3), *Begonia acuminata*, Peperomia, néflier et cognassier du Japon et les Pomacées des régions chaudes. Dans le second cas, les cellules aquifères sont d'abord rangées en lignes perpendiculaires à la surface, mais elles perdent facilement cette disposition par la croissance ou des cloisonnements. L'apparition et la puissance des réservoirs externes dépendent entièrement du degré de sécheresse, plus ou moins prononcé, du lieu qu'habite la plante.

(*b*. Lorsque le tissu aquifère se développe dans la partie médiane du parenchyme, la feuille est toujours centrique et plus ou moins *grasse*. L'épiderme, identique en tous points, et portant des stomates (1, 1′, 1″), recouvre un tissu chlorophyllien dont les éléments peuvent s'étirer en palissade comme dans le Dianthus (1), ou conserver la forme arrondie comme chez les Aloe (*tch*, 4, 4′). Le tissu incolore, aquifère, apparaît peu à peu chez les joubarbes et Crassula, brusquement, sans transition, chez les Aloe et Dianthus. Les nervures des feuilles grasses sont toujours plongées au milieu du parenchyme (4, XXV); l'endoderme qui les limite sécrète une substance purgative chez les Aloe (*en*, 4′, XXV). Les feuilles

grasses doivent leur qualificatif à la présence de mucilage dans leurs cellules aquifères, ce qui en rend le contenu épais et filant.

3° Les *feuilles aquatiques* peuvent être nageantes ou submergées. (*a*. Les feuilles nageantes ont un parenchyme épais, souvent homogène, riche en chlorophylle dans la moitié supérieure, creusé de canaux aérifères. Les stomates se localisent le plus souvent (Nuphar, etc.) sur l'épiderme supérieur ; on en rencontre aussi quelques-uns sur l'épiderme inférieur de la feuille du *Potamogeton natans* (9-9″).

(*b*. Deux cas se présentent pour les feuilles submergées : si elles possèdent un parenchyme épais, celui-ci est toujours creusé de canaux aérifères (7, *Zostera marina*), mais, souvent aussi, la feuille ne présente que deux ou trois plans de cellules et manque totalement de canaux (8, *Elodea canadensis*). Dans l'un et l'autre cas, les épidermes contiennent de la chlorophylle et sont dépourvus de stomates. Le bois des nervures se résorbe ordinairement, laissant une lacune à sa place ; l'Elodea semble faire exception à cette règle (8, *nm*), mais il ne faut pas prendre les quelques fibres qui soutiennent la nervure de ces végétaux pour des trachées : elles sont tournées vers l'épiderme inférieur *epi* et, par conséquent, bordent la face externe du liber.

4° La feuille se réduit à un plan de cellules chez les *Mousses* et les *Hépatiques* qui ne possèdent point d'appareil circulatoire dans leur tige. Chez les autres, on observe une nervure médiane et plus rarement deux nervures marginales. La nervure médiane présente chez le *Mnium undulatum* (10, XXV): 1° une assise périphérique de cellules chlorophylliennes, 2° un faisceau central de cellules conductrices *tv*, 3° deux amas de prosenchyme *pr*, placés sur les faces supérieure et inférieure du tissu vasculaire. Il se développe parfois (Polytrichum, Mnium) soit sur la nervure médiane de la feuille seulement, soit sur la totalité d'une des faces, des poils verts unisériés (10, *p*) qui sont parfois tellement serrés les uns contre les autres que la feuille semble posséder, alors, 2, 3, 4 assises de cellules en épaisseur. Chez les sphaignes (13, XXV et 22, II), la lame foliaire comprend deux formes de cellules : les unes sont petites, chlorophylliennes, disposées en réseau (*c*, *ch*), les autres sont grandes, isolées, incolores, à parois spiralées ou annelées et servent de réservoirs d'eau qu'elles emmagasinent par des perforations (*p*, 22, II), qui les font communiquer avec l'extérieur. Chez le *Leucobryum glaucum* (12, XXV), ces cellules aquifères, *ca*, sont disposées sur deux rangs et retiennent au milieu d'elles les cellules chlorophylliennes *c. ch*.

Les cellules du parenchyme sont le plus souvent molles, quelques-unes deviennent scléreuses dans les végétaux des lieux secs : thé, camelia, Olea, Phyllirea, *Angræcum fragrans ;* on les voit plus rarement devenir

fibreuses : le *Zostera marina* (*pr*, 7, XXV) nous en fournit cependant un exemple. Tandis que les canaux résineux et les laticifères du limbe se localisent surtout dans les nervures (les pins ont des canaux résineux dans leur parenchyme) les glandes unicellulaires des Laurinées, Magnoliacées, Monimiacées et les glandes schizogènes des Myrtacées, Rutacées, Aurantiacées, Hypéricinées se développent plutôt dans le mésophylle, mais elles ne manquent pas dans le pétiole et les nervures. L'épiderme des feuilles est plus riche que tout autre en poils glandulifères et lymphatiques.

On vérifiera tous ces faits 1° sur des coupes transversales de limbe, 2° sur des lambeaux d'épiderme enlevés à l'aiguille, comme nous l'avons fait pour le plus grand nombre des sujets représentés dans la planche XXV. Les cellules épidermiques qui recouvrent les nervures sont étroites et allongées, les autres sont tabulaires à contours plus ou moins géométriques selon leur mode d'accroissement (XXV). Les coupes transversales seront faites sur des lambeaux de 5 à 7 mm. au plus, soutenus en leur milieu par une nervure un peu volumineuse courant parallèlement à leur direction. La présence de cette nervure a encore cet avantage de donner plus de surface aux coupes, ce qui les empêche de se coucher latéralement dans le véhicule. Les feuilles minces et étroites d'Elodea et de mousses seront rabattues contre la tige et encastrées avec leur support dans la moelle de sureau; leurs coupes, très minces, seront montées immédiatement et en grand nombre dans l'eau, car il arrive souvent que la plupart se renversent dans le véhicule.

La structure des *stipules* et des *ligules* sera étudiée comme celle du limbe, qu'elle rappelle du reste. On remarquera : 1° que les faisceaux des stipules se raccordent dans tous les cas avec ceux de la feuille, lors même que ces organes sont caulinaires, 2° que les faisceaux des ligules ont, contrairement à ceux de la feuille, leur bois tourné vers le bas.

FEUILLES DISSIMULÉES.

La feuille, comme la tige, peut, en s'adaptant, prendre des formes qui font douter de sa nature (vrilles, épines, etc.). L'anatomie nous permet de lever le doute en appliquant ce principe : que dans la feuille les faisceaux libéro-ligneux ne sont point rangés symétriquement autour d'un axe comme dans la tige, mais des deux côtés d'un plan. Ce fait est évident, même lorsque les faisceaux de la feuille sont disposés en cercle ; il suffit alors de faire entrer en ligne de compte le volume différent de ces faisceaux. La symétrie bifaciale peut se trouver voilée en certains cas, mais on peut alors, en raisonnant, faire rentrer les exceptions dans la règle générale : c'est

ainsi que le limbe de la feuille d'iris présentera dans sa partie ensiforme deux séries de faisceaux à bois opposés, parce qu'en ce lieu les deux portions latérales de la feuille se seront confondues en une masse unique. Les *phyllodes* de l'*Acacia heterophylla* présenteront également deux séries de faisceaux opposés (1, XXVI), parce que nous nous trouvons ici devant un pétiole aplati à faisceaux disposés en anneau, et non devant un limbe de feuille.

La partie médiane de la *vrille* des Viciées (*Lathyrus latifolius*, 8, XXVI) présente, aussi, la structure d'un pétiole à faisceaux réunis en anneau et protégés par un endoderme commun. Le plan de symétrie, évident ici, coïncide avec la verticale qui sépare notre figure en deux parties égales. La vrille stipulaire des Smilax (7, XXVI), a une structure comparable à celle du Lathyrus; le plan de symétrie couperait dans notre figure le faisceau plus spécialement désigné par les lettres *flb*, en deux parties semblables. Les faisceaux du Smilax sont plongés au milieu d'une masse de sclérenchyme, ceux du Lathyrus sont simplement bordés vers l'extérieur par des massifs de fibres péricycliques.

La nature des *épines* du Berberis ne pourra être méconnue. Une coupe transversale pratiquée à la base d'un de ces organes (9, XXVI) y montre un arc de trois faisceaux libéro-ligneux pourvus chacun d'un endoderme et d'un péricycle particuliers. Les deux faisceaux latéraux cheminent au milieu de petits massifs de parenchyme *tp*, le médian est plongé au milieu d'un sclérenchyme puissant *ts* qui comble tout l'espace compris entre l'épiderme et les massifs parenchymateux que nous avons signalés.

Cette étude sera faite au moyen de coupes transversales. On trouvera des sujets intéressants dans les vrilles foliaires des Cucurbitacées et des Gloriosa (Liliacées), dans les épines foliaires des *Robinia pseudo-acacia* (formées par des stipules), dans celles des *Astragalus tragacantha* dues à la dégénérescence du pétiole.

DES BOURGEONS ET DE LA PRÉFOLIATION.

Nous étudierons d'abord la constitution générale du bourgeon; nous verrons ensuite comment les feuilles, prises en particulier, se comportent dans cet organe, les relations de ces feuilles entre elles, enfin les rapports du rameau qui s'échappe du bourgeon avec la tige mère.

Le bourgeon est constitué, en marchant de l'extérieur à l'intérieur, par des feuilles de moins en moins développées, repliées sur le cône végétatif qui occupe le centre de l'organe. Pour vérifier le fait, on se servira de la loupe montée et l'on s'adressera d'abord aux gros bourgeons de l'*Elodea canadensis*. On portera un de ceux-ci sur la platine de l'instrument, et on le

sectionnera à la base avec l'aiguille droite bien pointue, tout en le maintenant sous la loupe au moyen de l'aiguille à cataracte (2, XXVI), de façon à en détacher d'un seul coup toutes les feuilles externes. Ayant enlevé ces feuilles, on renouvellera l'opération précédente jusqu'au moment où le cône végétatif incolore, *pv*, apparaîtra au-dessus des feuilles *f* (3, XXVI). A partir de ce moment, on enlèvera les feuilles, une à une, en les sectionnant à la base et l'on ne s'arrêtera qu'au moment où toutes les parties vertes auront été enlevées. On montera la masse incolore dans une goutte d'eau et on l'étudiera au microscope avec un grossissement faible : de 30 à 50 diamètres. La loupe ayant montré la disposition des feuilles, le microscope laissera percevoir (4, XXVI) le point végétatif terminal *pr*, et la naissance des feuilles qui sont représentées à l'origine par des tubérosités d'autant moins développées qu'elles sont plus rapprochées du point végétatif.

Tous les bourgeons sont, en somme, constitués comme ceux de l'Elodea, mais les feuilles n'y sont pas toujours étalées ou en *préfoliation plane* comme dans ce végétal, car, si l'on vient à répéter, sur d'autres plantes, la manipulation que nous venons de décrire, on s'assurera bien vite que les feuilles se trouvent bien souvent repliées dans les bourgeons, et cela de façons différentes. Le tableau suivant, emprunté au traité classique de M. Duchartre, nous fera connaître ces différents modes et les noms qui y sont attachés ; nous y ajouterons quelques sujets d'étude.

FEUILLES	planes			*Planes*	Elodea, lilas, frêne.
	pliées	en deux	transversalement,	*Réclinées*	tulipier, aconit.
			longitudinalement,	*Condupliquées*	chêne, hêtre, charme, cerisier, amandier.
		plusieurs fois		*Plissées*	bouleau, groseillier, alizier, vigne, érable, pivoine.
	roulées	une moitié latérale autour de l'autre.		*Convolutées*	abricotier, épine-vinette, prunier, Arum, Canna.
		les deux moitiés roulées également	en dehors	*Révolutées*	oseille, renouée, laurier-rose, romarin.
			en dedans	*Involutées*	peuplier, sureau, chèvre-feuille, poirier, violette.
		sur leur côté en crosse : *Circinées*. Le limbe est	plan	*Circinées*	Zamia.
			roulé	*C. involutées*	fougères.
				C. révolutées	Podophyllum.

Pour rechercher les relations des feuilles dans le bourgeon, on reviendra au microscope. On pratiquera des coupes épaisses dans le tiers inférieur de l'organe et on les montera immédiatement dans l'eau ou la glycérine en ayant soin de n'altérer en quoi que ce soit la position des parties. L'étude se fera avec un grossissement très faible. Le tableau suivant, qui est aussi emprunté à M. Duchartre, nous fera connaître les divers modes de groupement des feuilles et les noms par lesquels on les désigne. Nous le faisons suivre par l'énumération de quelques sujets de manipulations.

FEUILLES	étalées...	se touchant par devant, par leurs bords juxtaposés.	*Valvaires*.....	Scrofularia salviæfolia.
		se touchant de même, mais reployant plus ou moins leurs bords en dedans.	*Indupliquées*..	Pommier.
		se recouvrant, plus ou moins, l'une l'autre par les côtés.	*Imbriquées*....	Troëne, Magnolia, frêne, laurier, lilas (fig. 75).
	pliées en deux	Une feuille embrassant celle qui est placée vis-à-vis d'elle (comme à cheval sur elle).	*Équitantes*....	Iris (fig. 76), Carex, acore, Hémerocalle.
		Une feuille embrassant seulement la moitié de l'autre.	*Demi-équitantes*	Sauge (fig. 77), œillet, scabieuse.

Pour étudier les relations du bourgeon et de la tige mère, on agira comme si l'on désirait assister au départ des faisceaux foliaires (Voy. p. 224);

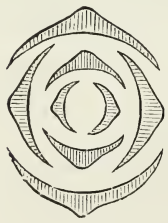


Fig. 75. — Préfoliation imbriquée de feuilles opposées (lilas).

Fig. 76. — Préfoliation équitante (iris).

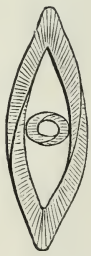


Fig. 77. — Préfoliation semi-équitante (sauge).

l'on fera choix de nœuds portant de gros bourgeons ou de jeunes rameaux. On débitera en tranches minces toute la partie de l'axe comprise entre la base du nœud et la partie supérieure du bourgeon et l'on montera les coupes dans leur ordre d'obtention. On verra, sur les premières, les faisceaux de la tige envoyer des segments dans la moelle, puis successivement,

sur les suivantes, ces segments se rassembler en cercle ou en ellipse, gagner le cylindre cortical en suivant le large rayon médullaire formé par le départ du faisceau médian de la feuille, traverser le cylindre cortical et enfin s'engager dans le bourgeon pour y former le système circulatoire du jeune rameau.

CHAPITRE IV

ORGANES DE LA REPRODUCTION

PHANÉROGAMES

De la fleur en général. — Les organes de la reproduction sont constitués chez les phanérogames par les *fleurs*, qui ne sont autre chose que des rameaux à entre-nœuds excessivement courts et à feuilles plus ou moins modifiées. Les feuilles de ce rameau qui constituent le périanthe ont une structure plus simple que celle des feuilles ordinaires ; l'on sait du reste qu'elles ne sont représentées que par leur gaine. Le parenchyme des feuilles génératrices prend, tout au contraire, en s'adaptant à la reproduction, une structure assez compliquée.

Les *bractées* présentent une structure intermédiaire entre celle du calice et celle de la feuille. Ces organes seront étudiés au moyen de coupes transversales. On remarquera surtout la disposition plus simple, en arc, des faisceaux libéro-ligneux, qui s'observe même dans les espèces où les faisceaux sont disposés en anneau dans le pétiole des feuilles ordinaires.

La structure de la tige se perd dans le rameau floral ou *pédoncule* vers le point d'insertion de la fleur. En ce lieu, les faisceaux de la tige se divisent et se disposent en quatre cercles concentriques correspondant aux quatre verticilles de la fleur. Le nombre des faisceaux peut n'être pas le même sur les différents cercles; il dépend : 1° du nombre de pièces de chaque verticille, 2° du volume de ces pièces. Tous les membres de la fleur, quels qu'ils soient, reçoivent au moins un faisceau, mais, s'ils sont volumineux, ils en prennent un nombre proportionnel à leur puissance. Les faisceaux des différentes pièces se groupent ordinairement en masses assez distinctes

pour que l'on puisse dire, d'une façon générale, que *les faisceaux du pédoncule se divisent à la base de la fleur en autant de groupes que cet organe possède d'éléments.* Cette connaissance a une importance capitale; elle a permis de résoudre maints problèmes auxquels il était impossible de donner une solution par la morphologie; mais il faut aller un peu plus loin pour en tirer tout le parti possible. Les faisceaux, ou groupe de faisceaux, d'un cercle donné alternent toujours avec les faisceaux des cercles voisins, comme le font, du reste, à l'extérieur, les pièces auxquelles ils correspondent; il en résultera que, dans une fleur normale, les faisceaux médians des sépales et des étamines seront opposés, de même que les nervures médianes des pétales et des carpelles se feront vis-à-vis. Cet ordre pourra se trouver altéré par suite du doublement d'un verticille : ainsi dans les cas fréquents où l'on observe deux rangées d'étamines on rencontrera cinq cercles de faisceaux à la base et l'opposition se fera d'une part entre les nervures médianes des sépales, étamines externes et carpelles, d'autre part entre les faisceaux destinés aux pétales et aux étamines internes. L'atrophie partielle ou totale des membres d'un verticille se fera encore sentir dans la distribution des faisceaux au sommet du pédoncule; j'ai pu tirer de cette étude des conclusions sur la constitution de la fleur des Orchidées. Mais ce qui voile bien davantage le type est la concrescence des verticilles entre eux, car il est de règle, dans ce cas, que les feuilles opposées se confondent non seulement par leur parenchyme, comme le font les feuilles alternes, mais aussi par leur système circulatoire, et la fusion de ces systèmes ne cesse qu'en un point fort rapproché du lieu de disjonction des organes. Notre figure 23, XXVII permet de suivre, en tournant de gauche à droite, la séparation des faisceaux des sépales *ca* de ceux des étamines *et*, primitivement confondus en *ca* + *et*. Ajoutons, pour terminer, que, chaque fois que la placentation est axile, les faisceaux carpellaires se divisent en deux groupes dès la base de la fleur: l'un, externe, est destiné aux nervures des feuilles femelles; l'autre, rapproché du centre, parcourt les placentas et se charge de la nutrition des ovules. La figure 78 qui représente une coupe longitudinale et médiane de fleur de vigne est destinée à montrer la marche des faisceaux dans ce cas.

L'étude de la structure du pédoncule et de la distribution de ses faisceaux se fera d'abord au moyen de coupes transversales successives. Ayant monté dans la moelle de sureau, verticalement et la tête en bas, un bouton prêt à éclore, on l'entamera par le pédoncule et, partant d'un point où cet organe possède encore la structure de la tige, on s'avancera jusqu'au point de libération des membres de la fleur. On agira d'abord sur des fleurs à ovaire supère, sur des Liliacées de petite taille : scille, jacinthe; on attaquera ensuite des Pomacées où les carpelles sont entourés d'une coupe dans

laquelle les trois verticilles externes sont concrescents ; on abordera enfin les ovaires infères : Amaryllidées, Œnothérées, Iridées, qui présenteront dans leur partie ovarienne quatre ou cinq verticilles concrescents, selon les cas. On cherchera ensuite à obtenir des coupes longitudinales passant par un des axes de symétrie de la fleur, c'est-à-dire, si la fleur est actinomorphe, par le milieu du pédoncule, la nervure médiane d'un sépale et la partie correspondante du pétale diamétralement opposé ; pour y arriver facilement, on

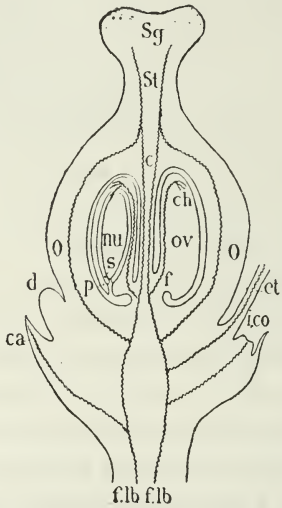


Fig. 78. — Coupe longitudinale d'une fleur de vigne éclose, destinée à montrer la répartition des faisceaux du pédoncule, *f.lb*, entre le calice, *ca*, la corolle, *i.co*, l'androcée, *et*, l'ovaire, *o*, et la partie médiane de la cloison, *c*, qui renferme les placentas. *sg*, stigmate ; *st*, style ; *ov*, ovule ; *f*, funicule ; *p*, primine ; *s*, secondine ; *nu*, nucelle ; *ch*, chalaze ; *d*, disque.

couchera la fleur dans la moelle de sureau en lui donnant l'orientation nécessaire pour que le rasoir l'entame selon la direction voulue ; il est préférable d'obtenir des coupes épaisses qu'on éclaircira par l'acide nitrique. Ces coupes longitudinales permettront d'embrasser d'un coup d'œil le parcours des faisceaux dans la plante ; elles résumeront et confirmeront les résultats fournis par les opérations précédentes. C'est en traitant ainsi une fleur de vigne déjà épanouie, ayant par conséquent perdu sa corolle fugace, qu'a été obtenue la préparation reproduite dans la figure 78.

Calice. — Les sépales ont la structure de feuilles à parenchyme homogène et à nervures fort réduites (11, XXVI). On vérifiera le fait sur des coupes transversales pratiquées dans la lame en suivant la marche indiquée pour l'étude du limbe de la feuille.

Pour donner naissance à un calice gamosépale, les membres du premier verticille s'unissent tout simplement en fusionnant leurs épidermes et leur mésophylle ; cependant, lorsque ces sépales possèdent des faisceaux marginaux, ceux-ci se confondent également jusqu'à la naissance du limbe ; en

tous cas, l'histologie du tube ne s'éloigne pas de celle de la partie libre. On peut, en se fondant sur la disposition des faisceaux et aussi sur la prédominance bien marquée des faisceaux de la nervure médiane, reconnaître facilement, sur une coupe transversale, la nature complexe du tube et le nombre des pièces qui s'y trouvent confondues. Nous avons tenté de démontrer ces faits en reproduisant la disposition des faisceaux telle qu'elle s'observe sur la coupe transversale du tube du calyce du *Lamium purpureum*, organe qui résulte, on le sait, de la concrescence de cinq pièces. On y rencontre cinq gros faisceaux : les nervures médianes des sépales, cinq petits : les nervures marginales de ces mêmes feuilles confondues deux à deux (fig. 10, pl. XXVI).

Corolle. — Les pétales isolés ou concrescents seront étudiés sur des coupes transversales comme les sépales. Ils présentent du reste une structure semblable ; l'on pourra donc se guider dans l'étude du périanthe sur les figures 10-13, XXVI, qui sont empruntées volontairement les unes à la corolle, les autres au calice. On portera cependant son attention 1° sur la répartition des matières colorantes dans la corolle (Voy. pag. 83 et 94) : elles se localisent le plus souvent dans l'épiderme, laissant le mésophylle incolore (13, XXVI) ; 2° sur la forme des cellules épidermiques souvent soulevées en papilles (fleurs à aspect velouté : Rosa, fig. 31, p. 121 ; Dianthus : 1, VIII ; Primula, violette, orchis, *Æsculus rubicunda*), ou à cuticule relevée de saillies (Mahonia, 13, XXVI ; Pelargonium zonale.)

Androcée. — On distingue dans les étamines le filet, assimilable au pétiole de la feuille, et l'anthère qui peut correspondre au limbe.

Le *filet* possède, en effet, la structure d'un pétiole très grêle ; il ne comprend le plus souvent qu'un seul faisceau libéro-ligneux nettement séparé des tissus voisins, comme les faisceaux du calice et de la corolle, par un péricycle et un endoderme annulaires. On l'étudiera sur des coupes transversales. Il faut de la délicatesse dans le maniement des préparations. On fera bien de s'adresser d'abord à des filets volumineux de Liliacées ou d'Iridées (*Crocus vernus*, 27, XXVI).

L'étude du filet ne présente aucune difficulté ; il n'en est pas de même de celle de l'*anthère*, car cette partie est, pendant la durée presque entière de son existence, le siège de phénomènes successifs qui modifient à chaque instant sa structure : le but de ces transformations est le développement et la dissémination du pollen. Une nervure médiane, la seule du limbe, sépare le parenchyme de la feuille en deux parties symétriques : on l'appelle *connectif ;* sa structure est celle du pétiole (comparez la partie gauche de la figure 26 avec la figure 27, XXVI) ; on l'étudiera sur des coupes transversales en même temps que les autres parties de l'anthère. (Voy. les figures 20, 21, 25, 26, XXVI.)

Le parenchyme est le siège de ces transformations successives que nous avons signalées. L'évolution de l'appareil génital mâle est un peu variable dans les détails pour chaque espèce ; nous ne pouvons songer à envisager tous les cas ; nous nous bornerons à donner une idée générale du processus, suffisante pour que le débutant puisse déchiffrer ses préprations. Nous supposerons que l'étamine est à déhiscence longitudinale : c'est le cas le plus fréquent. On peut distinguer deux phases dans l'évolution : la première, A, se termine par la différenciation des diverses parties de l'appareil générateur, la deuxième, B, par la maturation et la dissémination du pollen.

A. A l'origine le parenchyme est homogène et recouvert par un épiderme qui s'étend sur toute la surface du limbe ; bientôt, dans les deux parties du limbe, et en deux points différents dans chaque partie, les cellules sous-jacentes à l'épiderme supérieur si l'étamine est introrse, à l'épiderme inférieur si l'étamine est extrorse (comparez l'orientation des loges et celle des faisceaux dans les figures 20 et 26, XXVI), se segmentent plusieurs fois parallèlement à la surface. Parmi les cellules qui prennent ainsi naissance, celles qui occupent le rang interne (*cellules mères primordiales*) se segmentent aussitôt sans ordre déterminé et le massif qui résulte de cette division se partage en un corps central pluricellulaire (*cellules mères du pollen*, *mp*, 20, 21, XXVI) et une assise périphérique (*endothèque* ou *cellules nourrices*, *ed*, 20 ; *en*, 21) constituée le plus souvent par des éléments étirés selon le rayon, pleins d'un protoplasma granuleux souvent coloré de jaune ou d'une autre teinte : celle que possède le pollen mûr. Les cellules comprises entre l'endothèque et l'épiderme forment le *mésothèque* (*m*, 20, 21) ; l'épiderme qui recouvre ces parties devient, dans cette terminologie, l'*exothèque* (*ep*, 20, 21). Il ne se produit que deux foyers de cellules mères du pollen dans

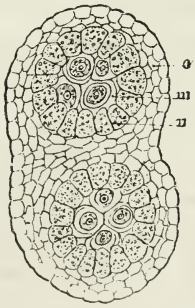
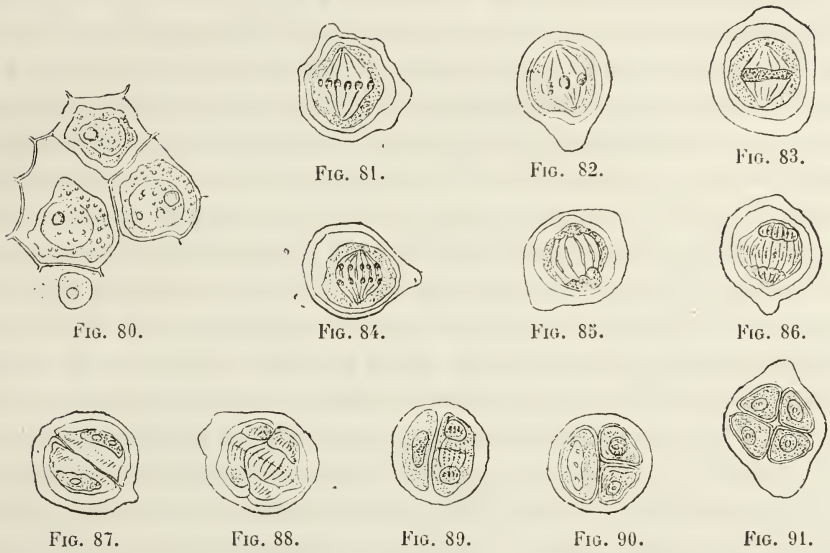


Fig. 79. — Coupe transversale d'une anthère jeune d'Althæa. L'exothèque la limite extérieurement ; *o*, désigne le mésothèque ; *n*, l'endothèque ; *m*, les cellules mères du pollen (d'après Sachs).

les anthères uniloculaires comme le montre la figure 79 prise sur la guimauve. Cette prolifération des éléments amène la formation de quatre

saillies externes, fig. 20, facilement visibles à la loupe sur des étamines non mûres (fig. 24, XXVI, *f'*).

B. Dans la seconde période les cellules mères du pollen se divisent en quatre *cellules filles* (fig. 80 à 91). Le protoplasma de chacune de ces cellules s'enveloppe un peu plus tard d'une membrane nouvelle qui, en se rendant, par la suite, indépendante de la paroi de la cellule fille à laquelle elle



Formation des grains de pollen de l'*Allium narcissiflorum* (d'après Strasburger); fig. 80, cellules mères de pollen; fig. 81 à 87, bipartition de ces cellules; fig. 88 à 91, développement des quatre cellules filles.

est accolée, constituera le tégument d'un organisme nouveau : *le grain de pollen.* Les parois des cellules mères et filles se gélifient et se résorbent alors, en même temps que les cellules de l'endothèque se désorganisent totalement. A la suite de cette destruction, apparaissent quatre petits sacs *(logettes)* dans les lieux de production du pollen. La poussière fécondante est en liberté dans leur intérieur ; elle y termine son développement en se nourrissant vraisemblablement des débris entassés autour d'elle. Pendant ce temps, les cellules du mésothèque épaississent localement leurs parois par des dépôts de cellulose en forme de spires, d'anneaux, de fer à cheval, de griffes ou réticulations (fig. 92) ; on les désigne souvent alors par les noms de *cellules fibreuses* ou de *Purkinje* (*m*, 26, XXVI) ; ces épaississements se lignifient rapidement.

La désorganisation gagne toutes les cellules molles constituant la *cloison* séparatrice des deux logettes voisines et amène à sa suite la confluence des deux cavités en une loge. A ce moment, qui correspond à l'éclosion de la

fleur, l'anthère ne comprend plus que le connectif flanqué de deux loges latérales. La dessiccation agissant alors sur les parties lignifiées des cellules du mésothèque force ces cellules à se contracter et les tiraillements qui en résultent causent la déchirure de la paroi de la loge dans sa partie la moins résistante, correspondant au point occupé par la cloison où manquent les cellules fibreuses, souvent réduite à ce moment à l'épaisseur de l'épiderme. Les parois des loges se déjettent à l'intérieur ou à l'extérieur et le pollen entre en liberté (fig. 25, 26, XXVI).

Pour observer des anthères arrivées à la fin de la première période, on tâtonnera un peu, mais il ne faudra, en tous cas, ne s'adresser qu'à des boutons fort petits, encore très éloignés de leur épanouissement : le bouton de giroflée qui a servi à obtenir les préparations figurées en 20 et 21, pl. XXVI, ne dépassait pas le volume d'une tête d'épingle ordinaire. On pourra assister à toutes les phases comprises entre la fin de la première période et celle de la seconde, en s'adressant à des végétaux à grappes fournies, au début de la floraison (Crucifères, *Veronica spicata*. etc,, etc,). On partira de la fleur ouverte et de l'étamine déhiscente, on agira ensuite sur des boutons de plus en plus petits jusqu'à ce qu'on arrive aux plus rapprochés du centre. L'anthère ouverte sera montée isolément dans la moelle, à moins toutefois qu'elle ne soit trop petite, auquel cas on encastrerait la fleur entière ou l'androcée complet, et débitée au moyen de coupes transversales perpendiculaires au connectif (fig. 25, 26, XXVI). Les boutons, laissés intacts, seront disposés verticalement dans la moelle et découpés transversalement ; on jettera toutes les parties détachées sur le porte-objet recouvert d'eau ou d'une solution de carmin, d'une couleur d'aniline ou d'hématoxyline, on recherchera avec un faible grossissement les parties intéressantes au milieu de tous les débris et on les étudiera avec une amplification de 300 à 500 diamètres. On pourrait faire durcir les boutons dans l'alcool à 90°, mais si l'on ne tient pas à étudier certains points délicats comme la division des noyaux (qui exige du reste des précautions particulières, un

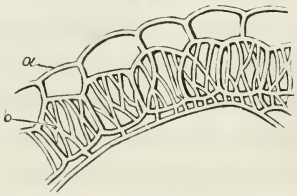


Fig. 92. — ortion de la paroi d'une anthère déhiscente de lis, montrant l'exothèque *a*, et les cellules réticulées du mésothèque, *b*.

objectif à immersion), l'on pourra agir directement sur des fleurs fraîches. Les commençants se feront la main sur de grosses anthères de Liliacées

(lis, fig. 92), Iridées, etc., ils ne chercheront pas à voir les premiers cloi sonnements du parenchyme.

Signalons quelques variations de ces parties : l'exothèque disparaît totalement ou partiellement avant la déhiscence chez les *Calendula*, *Laurus nobilis*, Mahonia, Vitis, ficaire, Asarum, Aristolochia, Pinus, Juniperus. La paroi se trouve alors réduite au mésothèque.

La structure du mesothèque est susceptible d'un grand nombre de variations. Ses éléments peuvent devenir tous fibreux, ou quelques-uns seulement, ou échappper tous à l'épaississement. La forme des épaississements de la couche fibreuse semble avoir plus d'importance pour la déhiscence que la répartition de ses cellules, car on peut rencontrer des structures presque identiques avec des modes de déhiscence notoirement dissemblables. C'est ainsi que :

- La déhiscence étant
  - longitudinale ; les cellules fibreuses se trouvent
    - dans toute l'épaisseur du mésothèque et parfois même dans la partie du connectif qui touche aux valves : — cas général, Iris, Lilium, belladone, Brassica, Geranium, etc.
    - vers la ligne de déhiscence seulement : — Phælipea, orobanche, Melampyrum.
    - sur l'attache des valves au connectif : — Chlora, Chironia.
    - sur l'une des valves seulement : Witheringia.
    - çà et là, dissociées..... Ophrys.
    - pas ; manquent totalement.... — Orchis, Lycopersicon, Eria, Epacris.
  - valvulaires ; les cellules fibreuses se localisent
    - sur les châssis de soulèvement : Laurinées.
    - sur et au delà des châssis..... Berbéridées.
  - poricide ; les cellules fibreuses
    - se localisent autour du pore... Solanum, Erica.
    - manquent complètement..... — Melastomacées, Pyrolacées, Rhododendron (fig. 1-3, XXVII).

On constatera ces faits au moyen de coupes d'anthères, transversales ou longitudinales selon les cas, passant par les points intéressants. Ainsi, en étudiant l'anthère du *Rhododendron ferrugineum*, nous avons constaté l'absence de cellules fibreuses vers le milieu des loges au moyen d'une coupe transversale (1, 2, XXVII) et le manque de ces mêmes cellules dans le voisinage du pore par une coupe longitudinale (3, XXXII). Cette dernière nous a montré que l'exothèque possédait une constitution spéciale dans le voisinage de l'orifice. S'il ne s'agissait que de se renseigner sur la locali-

sation des cellules fibreuses, voir par exemple la répartition de ces éléments chez les Melampyrum, Laurus, etc., on pourrait enlever tout simplement avec des ciseaux la face intéressante de la loge et la monter à plat dans la glycérine ou un autre liquide éclaircissant. Il faut remarquer, si l'on agit sur des étamines déhiscentes, que les valves reprennent sous l'influence d'un véhicule aqueux leur position primitive.

Chez beaucoup de Corolliflores (Labiées, Solanées, Scrophularinées et familles voisines : Acanthacées, etc.) les cellules mères du pollen se groupant au début, non en cylindre plein, mais en croissant allongé, le parenchyme médian de la feuille fait saillie dans la loge après la confusion des logettes (*pl*, 28, XXVI). Ces proéminences ont reçu de M. A. Chatin le nom de *placentoïdes*. Pour constater leur présence, il faut agir sur des étamines non déhiscentes, ou venant de s'ouvrir; une coupe transversale suffit.

Pollen. — Nous n'avons pas décrit plus haut l'évolution complète du grain de pollen, avec l'âge il se divise toujours et complique souvent sa paroi. Le protoplasma et le noyau primitifs se divisent en deux ; la fovilla des anciens auteurs comprend véritablement deux cellules dont les corps ne s'isolent par une cloison de cellulose que chez les Conifères (9, XXVII). L'une de ces cellules, la plus volumineuse (*cp*, 9, XXVII), et qui donne naissance au boyau pollinique, est la cellule mâle par excellence, l'autre (*cs*) a été assimilée à la partie végétative d'un prothalle rudimentaire. Pour observer ces deux cellules, il est indispensable d'enlever la cutine, qui revêt le grain de pollen, par une longue immersion dans l'acide chromique fort étendu et bien privé d'acide sulfurique.

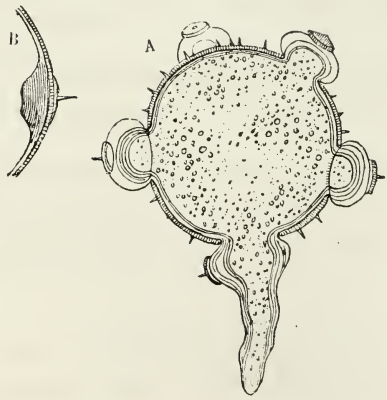


Fig. 93. — A. Grain de pollen de Cucurbita émettant son boyau pollinique ; l'intine détache, en s'allongeant, de petites calottes d'exine. B. Portion de la membrane au niveau d'un des pores (d'après Sachs).

Fig. 94. — Grain de pollen de *Thunbergia alata :* l'exine se détache en ruban (d'après Sachs.)

La paroi du grain de pollen ne reste mince et entièrement formée de cellulose que dans un petit nombre de cas (Orchis, Naias), elle s'épaissit

le plus souvent. Tantôt, l'accroissement est continu ; la membrane reste simple dans ce cas, mais se cutinise à la surface (Allium, Zostera, Senecio, Œnothera). Tantôt, l'accroissement se fait en deux temps éloignés ; le dépôt le plus jeune forme alors une seconde membrane adossée contre la face interne de la paroi primitive : celle-là porte le nom d'*intine*, celle-ci celui d'*exine*. L'intine est toujours formée par de la cellulose ; l'exine peut devenir entièrement subéreuse : *Cucurbita* (fig. 93), Thunbergia (fig. 94.), Scabiosa, Arum, iris, géranium, ou ne subir cette transformation que dans sa partie externe ; dans ce dernier cas, la paroi se divise en trois membranes d'enveloppe (Malva, Abiétinées, Taxus, Thuya). Rien n'est plus facile que de constater la nature complexe de la paroi du pollen du *Thuya articulata*, car il suffit de le plonger dans l'eau pour voir la lame subéreuse se déchirer et être rejetée sur le côté, la partie interne gélifiée de l'exine se gonfler et se confondre avec le liquide ambiant, tandis que l'intine, *i*, reste appliquée sur la fovilla sans subir de changements (fig. 9, XXVII, *a*,*b*,*c*,*d*,). Peu de végétaux montreront, d'une façon aussi distincte que le Thuya les deux cellules constitutives du grain de pollen, elles apparaissent là de la façon la plus évidente après action de l'eau. Il faut voir en coupe la paroi des autres pollens pour juger de sa constitution. De bonnes préparations sont difficiles à obtenir. On fendra en deux un bâton de sureau et

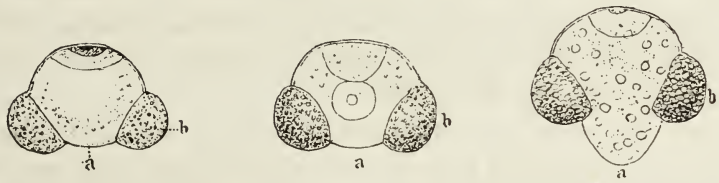


Fig. 95. — Grains de pollen d'Abiétinée a divers états de développement ; ils montrent en haut leur cellule prothallienne, en bas, leur cellule mâle. *a*, intine ; *b*, vésicules latérales constituées par des prolongements de l'exine.

l'on recouvrira les deux surfaces planes d'une couche d'une solution épaisse de gomme arabique que l'on aura additionnée d'une petite quantité de glycérine. On laissera la gomme se raffermir, mais, avant qu'elle soit sèche, on la saupoudrera du pollen à sectionner, on recouvrira le pollen d'une nouvelle couche de gomme, puis l'on rapprochera les deux fragments de sureau en opposant les deux faces encollées. On découpera la moelle en tranches aussi minces que possible avant que la gomme devienne cassante. On montera les préparations immédiatement soit dans l'eau, soit dans les colorants appropriés. On rencontrera çà et là au milieu de la lamelle de gomme, enlevée en même temps que la moelle qui l'entoure, quelques sections de grains de pollen convenables pour l'étude.

Chez les Abiétinées, l'exine se soulève aux deux extrémités opposées du

grain et y forme deux vésicules pleines de gaz (8, XXVII). On pourrait, d'après Robin, enlever l'exine de ces pollens par l'acide nitrique et étudier ensuite facilement la constitution interne des grains (fig. 94).

L'épaississement ne se fait presque jamais d'une façon régulière, aussi la paroi présente-t-elle souvent des saillies ou des ponctuations. Les saillies peuvent être internes ou externes; les premières ne peuvent être vues que sur des coupes de pollen ; les secondes affectent les formes d'épines (Cucurbita, fig. 93; tussilage, fig. 30, XXVI, *Ipomæa purpurea*) ou de réticulations (lis, fig. 29, XXVI; Polygala) ou de membranes (chicorée sauvage, fig. 28, p. 119). Les ponctuations qui sont creusées dans l'exine sont destinées à faciliter la germination du pollen, elles sont arrondies; on leur donne le nom de *pores* (tussilage, 30, XXVI, Chicoracées; *Eucalyptus globulus*, Convolvulus, Campanula, Fumaria, Geranium, Malva). Dans certains cas, la paroi présente simplement des points faibles : ceux-ci sont tantôt linéaires, tantôt circulaires. Lorsqu'ils sont linéaires, ils s'étendent d'une extrémité à l'autre du grain; quel que soit leur nombre, qui est constant dans une espèce donnée, ils sont toujours parallèles; ils permettent à la paroi de céder sous la pression atmosphérique s'exerçant à la suite du dessèchement du contenu du pollen, ce qui produit des *plis* à la surface (giroflée : 22-23, XXVI, chou, lis). C'est par les pores et les plis que se fait la sortie du boyau pollinique. Les points faibles circulaires limitent de petits espaces recouverts d'une lame de cutine que le boyau pollinique soulève et détache lors de sa formation (Cucurbita, fig. 93.; *Passiflora cœrulea*, *Alsine media*, fig. 33, XXVI).

Les formes des grains de pollen sont fort variées, mais les grains d'une même espèce se ressemblent tous. La dessiccation altère la forme primitive de tous les grains susceptibles de se plisser (comparez les figures 22 et 23 de la planche XXVI); les grains des Polygala seront spécialement étudiés à ce point de vue : arrondis à l'état frais, ils affectent la forme de barillet à l'état sec; on les observera sous la seconde forme en les montant dans l'huile ou mieux en les plaçant dans l'air entre la lame et le cower; un véhicule aqueux leur rend leur forme primitive.

La résorption des cellules mères et filles est parfois incomplète. Il reste alors entre les grains de pollen une matière mucilagineuse qui les agglomère en masses plus ou moins volumineuses appelées *pollinies*. Les quatre grains provenant de la même cellule fille restent souvent accolés ainsi en *tétrades :* Typha, 32, XXVI; Rhodendron, 4, XXVII; Neottia, 5, XXVII; Éricacées, Épacridées, Cypripedium, etc.

Les produits de 2-8 cellules filles restant agglomérés en pollinies comprenant 8-32 éléments, s'observent couramment chez les Acacia et Mimosa (*Acacia dealbata:* 31, XXVI, *a*, *b*, *c*). Chez les Ophrydées (4, XXVIII), tous

les grains tirant leur origine d'une même cellule mère primordiale restent unis en une masse cunéiforme (*4'''*, *po*). Bien plus, dans cette tribu, les cloisons qui séparent les logettes ne se résorbent pas non plus, elles restent à l'état de mucilage et, en empâtant les extrémités des pollinies, elles réunissent en un tout peu consistant le contenu des deux logettes (*po*, *4''*); si l'on vient à opérer, sous la loupe, une légère traction sur ces pollinies, on voit la masse gélatineuse qui les retient s'étirer, puis se diviser en filaments que l'on a qualifiés d'*arachnoïdes* (*fa*, *4'''*). Ces masses sont supportées par un petit pédicule (*ca*, *4''*), appelé *caudicule*, formé par une masse amorphe provenant de la désorganisation de toute la partie inférieure de la loge : pollen et cloison. Enfin, le dos du stigmate donne naissance, en se gélifiant, en un ou deux points selon les genres, à des masses visqueuses, les *rétinacles* (*re*, *4''*), sur lesquelles se fixent les caudicules. Les rétinacles sont parfois protégés (Orchis) par l'extrémité du stigmate, ou *rostelle*, qui se recourbe au-dessus d'eux en forme de capuchon ou de *bursicule* (*b*, *4*, *4'*). Chez les Épidendrées, Vandées, Malaxidées, tout le pollen d'une même logette se réunit en une seule masse de consistance cireuse. On trouve chez le *Calanthe veratrifolia* huit pollinies (6, 7, XXVII) retenues par un rétinacle unique[1]. Ce nombre anormal tient à ce fait que l'anthère présente chez ce végétal huit logettes au lieu de quatre; ce cas est peu fréquent ; on l'observe encore chez certains Acacia. Mais l'étude de l'étamine du gui est encore plus intéressante, car il est facile de s'assurer au moyen de coupes transversales que l'anthère de cette plante contient un grand nombre de sacs polliniques.

On étudiera les pollens comme les fécules, c'est-à-dire en dispersant une petite quantité de poussière dans une goutte de véhicule. Si la durée de l'observation est courte, on pourra prendre l'eau comme véhicule ; dans le cas contraire, on aura recours à l'huile de ricin, à l'huile d'amandes, au pétrole, au chlorure de calcium tombé en deliquium.

Pour obtenir des germinations de grains de pollen et voir le boyau pollinique, on se servira des lames à culture (fig. 20, I) dont nous avons expliqué le maniement à la page 108, on sèmera le pollen dans quatre liquides différents : l'eau pure, l'eau sucrée à 3 $^0/_0$, l'eau sucrée additionnée de 2 $^0/_0$ de gélatine et le sirop de gomme étendu d'eau, car tous ne se développent pas indifféremment dans le même milieu. Le pollen sera pris sur le stigmate et non sur l'anthère. On remarquera le passage des noyaux dans le tube pollinique et leur cheminement qui les tient toujours rapprochés de l'extrémité libre du tube (33, XXVI). Les coupes longitudinales, prati-

1. Voyez la fleur et le diagramme des Orchidées, par R. Gérard, thèses de l'école de pharmacie de Paris, 1879.

quées dans le stigmate de fleurs en voie de fécondation, permettent de voir plus rapidement et plus sûrement le développement du boyau pollinique (15, XXVII, *tp*).

Gynécée. — Le gynécée est constitué par les *feuilles carpellaires*. On distingue dans ces feuilles trois parties : l'ovaire placé à la base, le style et le stigmate. L'ovaire est large et rappelle le limbe de la feuille ; le style beaucoup plus étroit n'en représente plus que la région médiane; le stigmate n'est que la partie supérieure du style déjetée vers l'extérieur.

Ovaire. — L'ovaire a la structure du limbe des feuilles ordinaires ; son parenchyme peut être centrique ou bi-facial, mais il faut remarquer que dans le second cas le parenchyme en palissade apparaît sur la face inférieure de la feuille qui se tourne seule vers la lumière (*epe*, 21, XXVII). Sur la face supérieure de l'ovaire s'insèrent les ovules qui sont toujours en relation immédiate avec certains faisceaux de la feuille chargés spécialement de leur apporter des aliments. Le lieu d'insertion des ovules étant le *placenta*, ces faisceaux sont dits *placentaires*. Les ovules étant portés généralement par les bords de la feuille, l'ovaire présente au moins trois faisceaux : un médian, la nervure médiane de la feuille, et deux marginaux, les faisceaux placentaires. Entre ces faisceaux peuvent s'en rencontrer d'autres, en nombre variable proportionné au volume de la feuille, assimilables aux nervures latérales du limbe (fig. 20, XXVII). Les ovules, que l'on rencontre ordinairement sur toute la longueur des bords de l'ovaire, se localisent tantôt dans la partie supérieure de cet organe (Ombellifères, Dipsacées), tantôt dans leur partie inférieure (Composées, Primulacées). Le placenta est d'autant plus développé que le nombre des ovules qu'il porte est plus considérable ; il peut devenir énorme ; dans ce cas, plusieurs faisceaux s'appliquent à la nutrition des ovules (fig. 20, XXVII); à la limite, les ovules s'insèrent sur presque tous les faisceaux de la feuille carpellaire et la placentation devient *diffuse* (Papaver, Nymphœa, Butomus). La feuille peut s'hypertrophier véritable-

Fig. 96. — Vue par sa face supérieure.

Fig. 97. — Vue par sa face inférieure.

Écaille florifère jeune de *Pinus sylvestris*.

ment pour permettre l'insertion d'ovules nombreux et serrés : telle est l'origine des prolongements liguliformes que l'on rencontre à la base des feuilles carpellaires de la primevère.

Le gynécée étant *monocarpellé*, la feuille femelle peut rester étalée à la façon des feuilles ordinaires, mais le fait ne se produit que chez les Gymnospermes (fig. 29, XXVII et 96), et peut se constater facilement sans le secours d'instruments grossissants en isolant avec le canif les écailles médianes ou supérieures d'un cône vert. Si l'on opère sur des Pinus, on pourra s'assurer facilement que ces écailles résultent de l'accolement de deux membranes (fig. 97) : l'externe est la bractée mère ; l'interne le carpelle réduit à l'ovaire et portant deux ovules orthotropes renversés. Chez toutes les phanérogames, la feuille carpellaire unique se reploie et rapproche les deux

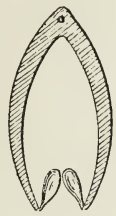


Fig. 98. — Ovaire monocarpellé de phanérogame angiosperme.

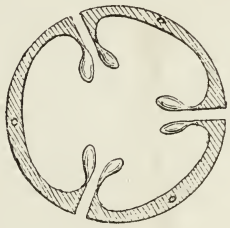


Fig. 99. — Ovaire gamocarpellé à placentas pariétaux.

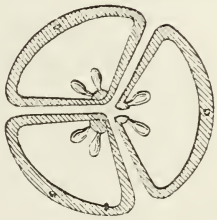


Fig. 100. — Ovaire gamocarpellé à placentas axiles.

Figures schématiques montrant la conduite de la partie ovarienne des feuilles carpellaires dans trois cas différents.

moitiés supérieures du limbe l'une de l'autre, ce qui permet l'union intime des deux bords. La figure schématique 98 est destinée à faire comprendre la marche du phénomène. Les deux placentas perdent leur épiderme au point de contact et se confondent par leur parenchyme. La coupe transversale de l'ovaire des Légumineuses ne laisse pas de doute à ce sujet ; le haricot, le pois, les Lathyrus seront choisis pour faire cette étude.

Lorsque le gynécée est *pluricarpellé et dialycarpellé*, les ovaires isolés se comportent comme précédemment : ils rapprochent leurs bords pour assurer une protection efficace aux ovules. L'union des ovaires dans les gynécées *gamocarpellés* se fait par deux modes différents : par les bords seulement ou par une notable portion de leur surface. Dans le premier cas, les feuilles restant étalées, opposent leurs bords et se confondent par la partie du parenchyme qui borde extérieurement le placenta (fig. schématique 99) ; l'ovaire est uniloculaire et les ovules étant portés par la paroi, la *placentation* est *pariétale*. Dans le second cas, chaque feuille, avant de s'unir à ses congénères, rapproche ses bords selon le processus qui nous est connu de façon à limiter une loge plus ou moins triangulaire ; les placentas se rassemblent ensuite en une masse axile et les parties du limbe qui s'opposent se confondent intimement ; la figure schématique 100 est destinée à faire saisir la

chose. L'ovaire présente autant de loges qu'il entre de feuilles carpellaires dans sa constitution et la *placentation* est *axile*. Les Primula se rattachent au premier de ces deux derniers types, car leur ovaire résulte de la soudure de cinq carpelles étalés; la distinction porte uniquement sur la confusion des placentas basilaires hypertrophiés et liguliformes de ces feuilles en une colonne médiane: le *placenta central libre*.

En laissant de côté l'ovule, dont nous nous occuperons prochainement, l'ovaire nous présente à étudier les différents modes de placentation et sa structure histologique. Pour avoir une idée exacte de la *placentation* dans un ovaire quelconque, une double opération est indispensable ; on partagera

Fig. 101. — Ovaire du *Primula officinalis* coupé transversalement.

un premier ovaire transversalement vers le milieu de sa hauteur (fig. 101) et l'on en observera l'intérieur à la loupe ; on fendra ensuite un second ovaire longitudinalement *selon un de ses plans de symétrie* et on inspectera les deux cavités dans les mêmes conditions que précédemment (fig. 19, XXVII). On pourra rechercher des exemples de placentation pariétale chez les résédas (17, XXVII), le *Glaucium flavum* (fig. 142), les Orchis (4′ XXVIII), le *Saxifraga crassifolia* (20, XXVII) ; la placentation axile sera vue chez les Liliacées (18, XXVII), Iridées (*gy*, 1^{IV}, XXVIII), belladone, nicotiane, etc. ; la placentation centrale sera étudiée sur des Primula (fig. 101 et 19, XXVII) et Anagallis. La placentation diffuse chez les Butomus, Nymphœa, Papaver.

La *constitution histologique* sera donnée par des coupes transversales pratiquées dans la partie médiane de l'ovaire. On se fera d'abord une idée générale sur la répartition des tissus au moyen d'une coupe épaisse embrassant la totalité de l'organe (20, XXVII) ; les détails seront vus ensuite sur des coupes plus fines qui pourront ne comprendre, si l'ovaire est très large, que les parties véritablement intéressantes (puisque nous savons que les parois possèdent la structure de la feuille, fig. 21, XXVII) qui sont: 1° les

points de jonction des feuilles, présentant parfois, surtout chez les monocotylédones : Liliacées, Iridées, des marques évidentes de la confluence par persistance de l'épiderme soit dans les cloisons des loges (XXVII : *gl*, 18 ; *gs*, 23 ; XXVI, 14), soit dans les placentas ; 2° l'orientation des faisceaux qui, bien qu'immuable en réalité, varie par rapport à l'observateur en raison du reploiement des feuilles carpellaires (20, XXVII) ; 3° la division des faisceaux placentaires entre les ovules (22, 24, XXVII) ; 4° enfin, et tout particulièrement, les éléments qui tapissent les placentas dont nous allons étudier bientôt l'ensemble sous le nom de *tissu conducteur* (*t.co*, 20, 22, 24, XXVII). On remarquera que les faisceaux du placenta central ont leur bois opposé à celui des faisceaux de la paroi ; c'est ce fait qui a permis de considérer ce placenta comme une réunion de ligules. (Voy. page 233.)

Style. — Le style n'est pas simplement formé, comme on le dit trop souvent, par la nervure médiane seule de la feuille carpellaire : on y rencontre toujours, en outre, du parenchyme, et, fréquemment aussi, plusieurs nervures latérales (12, XXVII). Lorsque le gynécée est monocarpellé, le style se comporte comme l'ovaire, rapproche et soude ses bords et donne ainsi naissance à un conduit cylindrique : le *canal stylaire*. Les styles libres, appartenant à un gynécée dialycarpellé ou gamocarpellé dont les ovaires sont seuls concrescents, se comportent de même. Lorsque le style est composé, les parties supérieures des carpelles restent ordinairement étalées, quelle que soit la conduite de la partie ovarienne, et s'unissent bord à bord pour former un canal stylaire unique et médian. Il y a cependant exception à cette règle pour quelques végétaux à placentation axile qui conservent un limbe recourbé sur une portion notable du parcours du style ; cet organe présente alors autant de canaux stylaires, au moins dans sa partie inférieure, qu'il entre de carpelles dans sa constitution : le fait est surtout fréquent chez les monocotylédones ; les Amaryllidées, Narcissus, Broméliacées, Bilbergia, Liliacées, Furcroya, Agave, Musa, Philodendron, en fourniront des exemples ; les Pavia et Æsculus, parmi les dicotylédones pourront, être utilisés pour cette étude.

Le tissu conducteur tapisse toute la longueur du canal stylaire (12, XXVII, *t.co*) ; il l'obstrue parfois à la suite de prolifération (10, XXVII, *tco.*) : on dit alors que le canal stylaire est plein ou fermé. Ce tissu est la partie la plus intéressante du style, car cet organe présente dans ses autres parties la structure d'une feuille à parenchyme homogène. Des coupes transversales nous permettront d'observer sa structure ; nous signalerons bientôt, en parlant du tissu conducteur en général, les végétaux que l'on doit choisir pour l'observation de ses variations.

Le *stigmate* devant son origine au renversement vers l'extérieur de la face interne du canal stylaire (14, XXVII) doit présenter la structure du style avec une orientation nouvelle des parties : le tissu conducteur est

devenu externe et supérieur (*t.co*, 15, XXVII). Sa surface, qui reste lisse chez les plantes entomophiles (Euphorbia, Ombellifères, Orchis), se hérisse d'un appareil collecteur du pollen chez les végétaux anémophiles, consistant en papilles ou en poils plus ou moins longs, monocellulaires (*pc.* 35, 16, XXVII) ou pluricellulaires (Pittosporum, réséda, Helianthemum, *Myriophyllum verticillatum*).

Pour étudier le stigmate, on le séparera avec la partie supérieure du style et on en fera des coupes longitudinales passant par le canal stylaire et l'un de ses plans de symétrie (fig. 14, 15, 16, XXVII). On rencontrera souvent des grains de pollen fixés à sa surface et ayant déjà émis leur boyau ; on pourra, afin de ne pas entraver le développement de cet organisme, monter les coupes dans l'eau sucrée. On portera surtout l'attention sur le revêtement de la surface et la continuité du tissu conducteur.

Le *tissu conducteur*[1] (pl. XXVII), qui recouvre le stigmate, les canaux stylaires et les placentas, donne naissance à des substances assimilables (mucilages, huile, sucres, amidon), destinées à la nutrition du pollen; il permet le développement du boyau fécondant et, tout en lui fournissant un milieu favorable, il le guide vers l'ovule, toujours conformé de façon à ce que son micropyle se trouve au contact du tissu conducteur, c'est-à-dire dans la situation la plus convenable pour assurer la reproduction. Son origine et sa structure sont variables. Pour ne point nous étendre trop, nous résumons sous forme de tableau les principaux faits qui l'intéressent et nous faisons suivre ce tableau des sujets d'étude et des points où l'on pourra vérifier ce qui a été avancé. La marche à suivre, variable selon la localisation du tissu, a été indiquée plus haut. On aura soin de ne s'adresser qu'à des fleurs ouvertes et bien développées, dont le stigmate retient déjà quelques grains de pollen, ce qui donne l'assurance que le tissu conducteur est bien développé et est prêt à jouer le rôle qui lui revient. On remarquera que les parois des cellules conductrices sont ordinairement gélifiées (*tco*, 11, 13, 14, 15, 16, 22,); cette altération de la paroi amène parfois la désorganisation complète du tissu: le style et le stigmate des Orchidées sont surtout favorables pour cette observation; on pourra aussi s'adresser à l'ovaire et au style des Saxifraga (13, 22), des Crucifères (10, 11, 15), des Solanum, Hypericum, Viola, Hibiscus, Salvia, *Begonia incarnata*, belladone. La cavité des feuilles carpellaires peut se combler lorsqu'à la gélification vient se joindre la prolifération des éléments du tissu conducteur, mais le fait n'est fréquent que dans le style et nous l'avons déjà signalé en parlant des canaux stylaires pleins et fermés que l'on pourra rechercher chez les Crucifères (10, 11, XXVII), la belladone, le *Rubus odoratus*, les Labiées.

1. Capus : *Anatomie du tissus conducteur*, 1879.

- LE TISSU CONDUCTEUR
  - considéré au point de vue de son origine, est constitué
    - par une seule assise de cellules : l'épiderme. — Fumariacées, *Mahonia aquifolium*, *Viola altaïca*.
    - par plusieurs assises de cellules, savoir :
      - l'épiderme et les cellules sous-jacentes. — Helleborus, *Rubus odoratus*, *Vinca minor*, Légumineuses, Ombellifères.
      - un tissu formé par la division de l'épiderme. — Borraginées, Labiées, quelques Personées et Composées.
      - l'épiderme et un tissu provenant de la division des cellules sous-épidermiques. — Saxifragées (fig. 13, 22, 40), Crucifères (fig. 11, 15), Orchidées, Ribésiacées, Silénées, Euphorbiacées.
  - présente une surface
    - lisse..... — placentas et styles des Renonculacées, Papilionacées, Hippocastanum, Crucifères (sur fausse cloison), Saxifrages ; stigmates des Euphorbia et des Ombellifères.
    - tomenteuse. — placentas des lilas et des Aroïdées ; style du *Glaucium fulvum ;* stigmates des Crucifères (15), Composées (16), Campanulacées, Renonculacées, *Scilla nutans*.
    - papilleuse.. — placentas des Hypericum, Mahonia, Papavéracées, *Iris germanica* (*t.co*, 24); styles du Polœmonium, du *Senecio vulgaris* (*pp*, 16) ; stigmates des Graminées, Cypéracées, Pittosporum, réséda.

Ovule. — Il y a à considérer dans un ovule complet (fig. 24, 25, 27, *g*, XXVII), 1° un mamelon central, partie fondamentale de l'organe : le *nucelle*, *n ;* 2° les téguments formés par deux membranes superposées : la *primine*, *pr*, à l'extérieur, et la *secondine*, *sc*, qui est appliquée sur le nucelle. Ces deux membranes en forme de coupes laissent supérieurement un conduit : le *micropyle*, *m*, par où se glisse le boyau pollinique à la recherche de l'oosphère cachée dans la partie centrale. Un petit support, le funicule *f*, unit l'ovule au placenta. Le point d'attache de l'ovule sur le placenta est le *hile*. Un faisceau libéro-ligneux partant du placenta parcourt le funicule pour aller se diviser à la base du nucelle en un lieu nommé *chalaze*, *ch*. Il y a des ovules plus simples n'ayant qu'un tégument (Conifères, 30, 21, XXVII) ou même n'en possédant point du tout, dans ce cas l'ovule est nu (Santalacées). On distingue trois variétés d'ovules : les formes orthotrope, anatrope et campylotrope. L'*ovule orthotrope* (25, 30, 31, XXVII) est symétrique par rapport à une droite médiane, le hile et le micropyle occupent les extrémités de cette droite. L'*ovule anatrope* (24, XXVII et 1‴, XXVIII) peut être regardé comme un ovule orthotrope qui a rapproché son micropyle du tissu conducteur en se renversant sur son funicule étiré pour

permettre le mouvement. La symétrie par rapport à une droite n'existe plus ici, elle est bilatérale, car le funicule se fixe latéralement au corps de l'ovule où il forme un bourrelet nommé *raphé*, *ra*. Dans l'ovule *campylotrope* (*g*, 27, XXVII et 3^{vi}, XXVIII) le mycropyle est encore rapproché du tissu conducteur, mais le fait est dû au reploiement en arc du corps de l'ovule, ce qui rend courbe le nucelle ; le funicule n'étant pas entraîné dans le mouvement, la chalaze reste dans le voisinage du hile. On rencontre chez les Papilionacées un type mixte entre les ovules anatrope et campylotrope : c'est l'ovule *amphitrope*, qui possède un commencement de raphé.

Les coupes de l'ovaire passant par les placentas permettent de voir l'insertion des ovules et leurs relations avec le tissu conducteur (20, 22, 24, XXVII), mais sont bien souvent insuffisantes pour donner une idée exacte de la forme de l'ovule, car la section place souvent l'organisme dans une situation défavorable. Il est préférable de détacher les ovules en faisant courir l'aiguille à cataracte sur les placentas, ce qui brise les funicules, et de monter immédiatement ces organes dans l'eau, la glycérine ou la potasse étendue, selon leur diaphanéité, afin de les étudier par transparence. Si les ovules très volumineux ne se laissaient pas traverser par la lumière, même après l'action de la potasse bouillante, il faudrait les sectionner. Il suffira, le plus souvent, de les diviser d'un coup de rasoir en deux parties symétriques, en les maintenant légèrement entre le pouce et l'index ; il vaut mieux cependant enlever par deux coups de rasoir parallèles, donnés dans les mêmes conditions que précédemment, les deux parties latérales de l'ovule de façon à ne recueillir que la partie médiane comprenant le plan de symétrie. Les plantes à ovules petits et nombreux auront la préférence ; on agira sur des fleurs épanouies.

Les Polygonées fourniront des exemples d'ovules orthotropes. Ayant enlevé avec la pince toutes les parties de la fleur afin d'isoler le gynécée, on portera celui-ci sous la loupe ; on le fendra longitudinalement de bas en haut avec l'aiguille droite, puis, rabattant la paroi, on mettra l'ovule en évidence ; on le détachera d'un coup d'aiguille donné dans le funicule, qui se trouve à la base de la loge, et on le portera dans la potasse sous le microscope. Si l'on s'adressait à des fleurs passées depuis peu, on apercevrait dans le nucelle le produit de la fécondation : c'est ce qui est arrivé avec l'ovule représenté en 25, XXVII. On mettrait dans ce cas l'embryon en liberté en déchirant longitudinalement l'ovule (26, XXVII) et en vidant le contenu sur la lame. On pourra, en choisissant une série de fleurs de plus en plus âgées, observer, par ce moyen bien simple, toutes les phases du développement de l'embryon dicotylédone. On remarquera que la secondine, *sc*, fait ici saillie en dehors de la primine ; la chose n'est point propre aux Polygonées, elle est même assez fréquente au contraire ; elle est donc bonne à signaler pour éviter les erreurs.

Les Caryophyllées (3vi, XXVIII) ont des ovules campylotropes bien transparents. Avec les Crucifères il faudra avoir recours à la potasse (*g*, 27, XXVII). Les Solanées ont des ovules campylotropes à un tégument ; on pourra les utiliser.

La chélidoine, qui possède un raphé surmonté d'une strophiole, les Papavéracées, les Orchis, serviront pour l'étude des ovules anatropes à deux téguments. Les véroniques, le *Monotropa hypopitys*, ont des ovules anatropes à un tégument assez transparents pour que l'on puisse en observer toutes les parties sans difficulté.

Sac embryonnaire. — La partie la plus importante, de beaucoup, du gynécée est le sac embryonnaire dont l'entier achèvement est caractéristique de l'arrivée de l'ovule à l'état adulte. C'est ordinairement un symplaste de huit cellules, parmi lesquelles se trouve l'*oosphère* qui sous l'action du pollen deviendra l'œuf, générateur de l'embryon. Sa genèse présente une certaine similitude avec la formation du pollen. Il provient[1], presque toujours indirectement, de la cellule sous-épidermique du nucelle placée en regard du milieu du canal micropylaire. Cette cellule est tantôt, dès l'origine, la *cellule mère* du sac embryonnaire, tantôt se divise au préalable en deux cellules superposées : la supérieure, *cellule apicale*, est placée sous l'épiderme et se segmente parfois pour former un tissu transitoire : la *calotte ;* l'inférieure est la *cellule mère*. Ces deux cas s'observent chez les monocotylédones et les dialypétales ; le second cas n'a pas encore été rencontré chez les gamopétales. Il est très rare de voir la cellule mère rester indivise et se transformer immédiatement en sac embryonnaire ; son rôle ordinaire est de constituer par des cloisonnements tangentiels une file de deux, trois, quatre et même six *cellules filles*, occupant l'axe du nucelle. La cellule fille la plus profonde donne généralement naissance au sac embryonnaire ; on voit cependant celui-ci provenir d'une cellule plus élevée dans la file ; les éléments que le sac laisse alors derrière lui sont les *anticlines* (Agraphis, Loranthus, Pyrethrum). En tous cas, la cellule du sac divise son noyau en deux ; les moitiés se portent l'une vers l'extrémité supérieure du sac, l'autre à l'extrémité opposée, et chacune se divise là en quatre par double bipartition. Trois des noyaux de chaque groupe se fixent dans leur lieu de formation, les quatrièmes convergent l'un vers l'autre et se confondent pour former le *noyau du sac embryonnaire* (*ns*, 24, XXVII). Les trois noyaux supérieurs rapprochés du micropyle sont les *vésicules embryonnaires* qui se divisent en deux *synergides*, *s*, et une *oosphère*, *o ;* les trois vésicules diamétralement opposées, sont les *antipodes*, *an ;* ces dernieres s'isolent parfois au moyen de fines lames de cellulose. Le sac embryonnaire, en se dé-

1. Suivez le processus sur les fig. 103 à 108, page 259.

veloppant, amène bien souvent la désorganisation totale du nucelle ; en tous cas, il détruit ordinairement toutes les cellules qui le séparent du micropyle, y compris l'épiderme ; il fait parfois saillie dans le canal micropylaire (fig. 102) et même au delà (*Torenia asiatica*).

Il faut une grande habitude des manipulations microscopiques pour voir ces choses sur des ovules ordinaires. Le sac embryonnaire n'est parfait

Fig. 102. — Vésicules embryonnaires du *Santalum album* (d'après Strasburger). — *c*, oosphère ; *b*, partie inférieure des synergides ; *a*, leur partie supérieure qui s'allonge dans le micropyle.

qu'au moment où le stigmate, arrivé à maturité, peut recevoir le pollen ; dans quelques cas il ne se trouve en bon état qu'au moment où la corolle est prête à tomber ; on pourra donc, en s'appuyant sur cette connaissance et s'adressant à des fleurs non épanouies d'âges différents, assister aux diverses phases, que nous avons signalées, par lesquelles passe l'ovule. Les ovaires seront immergés dans l'alcool absolu aussitôt après leur récolte ; on aura soin de les fendre afin de permettre l'arrivée rapide du liquide au contact des ovules. La macération dans l'alcool durera trois ou quatre jours au moins. Prenant alors un petit bouchon de liège, on versera sur une de ses faces terminales une forte goutte de collodion, puis, ayant séparé un ovule, on l'encastrera dans le liquide en l'orientant de façon à ce que son plan de symétrie soit parallèle à la surface du liège. On laissera le collodion se raffermir, ce qui ne demande que quelques minutes, et l'on débitera l'ovule en tranches minces qui seront jetées d'abord dans une solution alcoolique de sublimé corrosif à 2 p. 100, ce qui fixera les albuminoïdes en les rendant inattaquables par l'eau, puis lavées à l'eau, immergées ensuite dans la solution d'hématoxyline. On enlèvera l'excès de matière colorante avec de l'alcool ; finalement on montera la préparation dans le baume. On s'adressera d'abord aux gros ovules des Liliacées ou des Iridées. On peut encore, lorsque les ovules sont nombreux, horizontaux et sont maintenus fixés par la pression réciproque, tenter des coupes transversales dans l'ovaire entier en ayant soin de faire toutes les manipulations sous l'alcool. C'est ainsi qu'a été obtenue la coupe figurée en 24, XXVII, mais il y a toujours moins de chances de succès, car les ovules ont toujours, quoi qu'on fasse, une tendance à fuir sous le rasoir.

Les débutants auront plutôt recours, d'après les conseils de Robin et de Stras-

burger, aux ovules du *Monotropa hypopytis*, (fig. 103 à 108), des orchis, des gloxinia, du *Veronica serpyllifolia*, du *Torenia asiatica*. Il suffit, en effet, de les enlever du placenta avec l'aiguille et de les monter dans l'eau sucrée à 3

Fig. 103. Fig. 104. Fig. 105. Fig. 106. Fig. 107. Fig. 108.
Développement du sac embryonnaire et de la calotte chez le *Monotropa hypopytis* (d'après Strasburger). Dans les cinq premières figures le nucelle est isolé; dans la sixième, l'ovule est entier : *e* sac embryonnaire; *m*, micropyle; *ii*, tégument.

p. 100 pour observer, par transparence, à travers les téguments, le contenu du nucelle. A peine sera-t-il besoin de s'aider dans quelques cas de la potasse.

Fécondation et développement de l'embryon. — En choisissant convenablement les échantillons des plantes précédentes, les amenant, au besoin, dans l'état propice en conservant quelque temps les pieds dans l'eau, on pourra non seulement suivre l'évolution du sac embryonnaire, mais assister à la fécondation, au mélange de la fovilla avec les synergides et à la formation de l'œuf. Il faudra alors attendre un jour ou deux (le temps nécessaire pour l'arrivée du boyau pollinique jusqu'à l'ovule dépend de l'espèce, de la longueur du chemin à parcourir, de l'état de l'atmosphère; le flétrissement de la corolle et sa chute peuvent jusqu'à un certain point servir encore de guide dans ce cas) après l'arrivée du pollen sur le stigmate avant d'arracher les ovules. Ceux-ci seront, par surcroît de précaution, enlevés avec la partie du placenta qui leur donne attache pour ne point briser les boyaux polliniques. Le *Torenia asiatica* se prête mieux que tout autre à cette opération en raison de la saillie que fait la partie supérieure de son sac embryonnaire, au dehors du micropyle. L'observation se fera dans l'eau sucrée.

Si l'on voulait suivre les boyaux, du stigmate jusqu'au nucelle, on s'adresserait à des fleurs à ovules nombreux et à style court: Orchis, Viola, Œnothera; on ferait des coupes longitudinales du gynécée passant par le stigmate et l'un des placentas.

Les premières phases du développement de l'embryon ayant été vues sur les végétaux dont nous venons de parler, on suivra facilement les phénomènes postérieurs sur des ovules fécondés de Polygonées (*Rumex crispus*, etc.), en agissant comme nous l'avons dit plus haut en parlant de la préparation de l'ovule orthotrope de ces plantes. On choisira une inflorescence présentant des fleurs fécondées vers le centre et des fleurs encore épanouies à la périphérie. On partira des fleurs les plus jeunes et on répétera la même manipulation sur des ovaires de plus en plus âgés. On pourra même éviter le plus souvent de rompre l'ovule longitudinalement, car l'application de la potasse lui communique ordinairement une transparence suffisante (25, 26, XXVII). On verra se développer le suspenseur, l'embryon prendre la forme sphérique, puis se découper dans sa partie terminale en cœur de carte à jouer, enfin acquérir sa forme définitive et se différencier en un axe et deux cotylédons.

En même temps que l'embryon se perfectionne, le noyau médian du sac

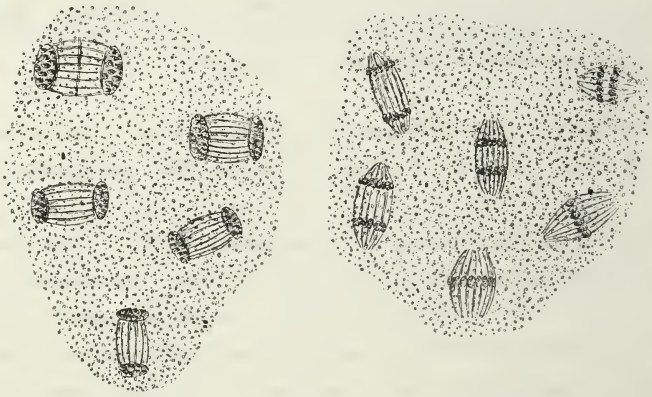


Fig. 110. Fig. 109.
Division du noyau du sac embryonnaire pour former l'albumen, dans le *Lupinus subcarnosus* (d'après Strasburger).

subit des bipartitions répétées (fig. 109 et 110). Les noyaux nouveaux vont se loger dans le protoplasma pariétal du sac et, s'y recouvrant de cellulose, se transforment en cellules protégées qui, en se divisant, produisent des files radiales de cellules dont l'ensemble constitue l'albumen.

Division indirecte du noyau ou karyokinésis. — Nous avons dit que nous reviendrions en temps utile sur la division du noyau, ce moment est arrivé, mais nous devons établir avant tout qu'un objectif à immersion susceptible de donner une amplification de 1000 diamètres et un concentrateur Abbé sont indispensables pour l'observation de ce phénomène. Les sujets d'étude seront recherchés dans les anthères jeunes et les ovules des Liliacées, Amaryllidées, Iridées : le lis est surtout convenable. Les anthères pré-

sentent en effet de bons exemples de segmentation de noyaux lors de la division des cellules mères du pollen en cellules filles, fait qui se produit lorsque la fleur très jeune à l'état de bouton, encore très loin du moment de son éclosion, ne contient que des anthères sessiles ayant développé depuis peu les quatre mamelons externes indicateurs des logettes. Le moment favorable étant un peu indécis, on est forcé d'agir par tâtonnements pour trouver des anthères propices, et ce qu'il y a de mieux à faire est de séparer la partie jeune de l'inflorescence et de la plonger dans l'alcool absolu après en avoir supprimé toutes les parties accessoires en ne conservant que la hampe (pour avoir l'ordre de superposition) et les fleurs. Il y a plus de chances de réussite avec les ovules, car on y rencontre des noyaux en état convenable pendant le temps beaucoup plus long qui est compris entre la division de la cellule sous-épidermique du nucelle, génératrice de la partie essentielle de l'appareil femelle, et le moment où les noyaux des cellules mères de l'albumen se recouvrent de cellulose. Les ovules propices se rencontreront dans les boutons prêts à s'ouvrir, les fleurs en voie de fécondation et enfin chez les fleurs fécondées depuis peu de jours, à ovaire très légèrement accru. En tous cas, on supprimera les périanthes et les pédoncules, on ouvrira les loges et l'on plongera finalement l'ovaire dans l'alcool absolu. Les pièces resteront au moins quatre ou cinq jours dans ce liquide. Les ovules et les anthères seront encastrés dans le collodion au sommet d'un petit bouchon, en ayant soin de disposer leur plan de symétrie parallèlement à la surface du liège. Ils seront ensuite débités en coupes fines et celles-ci seront plongées immédiatement dans une solution alcoolique de sublimé corrosif à 2 $^0/_0$ puis lavées à l'eau, plongées ensuite dans l'hématoxyline, lavées et ramenées à une teinte convenable par l'alcool, immergées dans l'essence de lavande ou de girofles, montées enfin dans le baume de Canada ou un véhicule résineux. Comme le procédé indiqué ne permet pas de suivre sur un même noyau toutes les phases du phénomène, il faudra faire un certain nombre de préparations et rétablir par leur moyen la série des faits. D'après le dernier travail de M. Guignard, dont la compétence en la matière est grande, le processus se décomposerait comme il suit :

1° Le filament chromatique du noyau s'épaissit, devient très apparent et, rompant les adhérences de ses différentes parties, quitte l'état de réseau (fig. 111, A, B, C) pour prendre celui de peloton (D).

2° Le peloton se segmente en un nombre de parties qui paraît assez fixe dans un organe donné.

3° Les microsomes de chaque segment se dédoublent et se disposent en deux files parallèles.

4° Les segments se contournent, prennent l'apparence d'un U plus ou

moins régulier et se disposent dans un plan équatorial, perpendiculaire au grand axe du noyau, en tournant leur partie coudée vers le centre et leurs extrémité libres vers la périphérie (E). Ils forment ainsi l'*étoile nucléaire* appelée aussi *aster* ou *plaque nucléaire*.

5° Pendant ce temps, le noyau perd sa membrane et est envahi par des

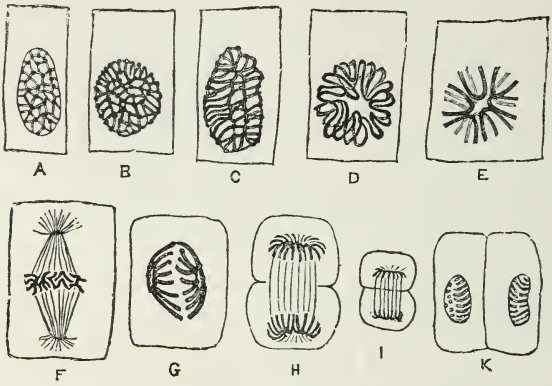


Fig. 111. — États successifs du noyau pendant sa division indirecte.

filaments de protoplasma qui, s'étendant de l'équateur aux pôles, rayonnent même autour de ceux-ci (F). Ces filaments sont appelés *achromatiques* en raison de leur affinité peu prononcée pour les colorants.

6° Les filaments chromatiques de la plaque nucléaire se fendent longitudinalement en deux moitiés symétriques, ce qui donne naissance à deux étoiles (*diaster*, F), éléments de deux noyaux nouveaux.

7° Les éléments d'une même étoile tournent leurs coudes vers le pôle le plus rapproché, puis, s'éloignant de leurs congénères de la seconde étoile, gagnent le pôle vers lequel ils se sont orientés en glissant sur les filaments protoplasmiques. L'ensemble des noyaux et des filaments achromatiques rappelle assez bien alors la forme d'un *tonnelet* (G, H, I).

8° Arrivés à destination, les segments se recourbent, opposent leurs extrémités, contractent adhérence par celles-ci et constituent ainsi un peloton (K).

9° La membrane nucléaire se reforme alors et le suc nucléaire et les nucléoles[1], qui avaient disparu pendant le travail, reparaissent ; les noyaux nouveaux sont constitués.

Lorsque la segmentation du noyau est suivie de la division de la cavité

1. Si l'on mêle à une solution de vert de méthyle dans l'alcool à 50° une seconde solution préparée de la même façon avec de la fuchsine, jusqu'à ce qu'on obtienne une liqueur violette, on possède une teinture qui, en colorant le filament nucléaire en vert et le nucléole en rouge, permet de distinguer facilement ces deux éléments du noyau.

cellulaire par production d'une cloison cellulosique, cette dernière se développe entre les deux noyaux dans la région équatoriale du tonnelet. Elle apparaît dans les fils protoplasmiques sous forme de fins granules d'amidon ou de cellulose qui, d'abord distincts et séparés, ne tardent pas à s'unir en une plaque : la paroi mitoyenne des deux cellules nouvelles. Lorsque le tonnelet n'embrasse pas toute la largeur de la cavité, il se déplace pour constituer successivement toutes les parties de la lame. Cette apparition de la cloison s'observera facilement 1° dans l'anthère, où elle suit très rapidement la division du noyau de la cellule mère (fig. 89-92); 2° dans le sac embryonnaire, au moment où les cellules génératrices de l'albumen, appliquées contre la paroi, s'isolent en s'entourant de cellulose. Les cryptogames en présentent aussi de bons exemples dans la formation de leurs

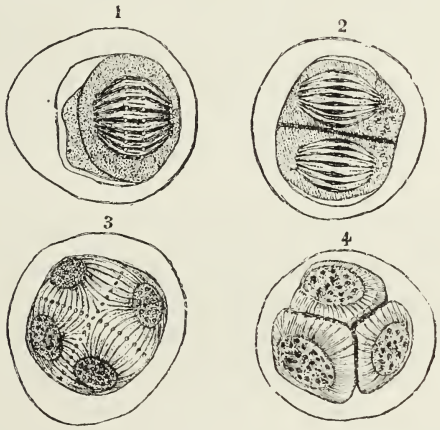


Fig. 112. — États successifs de la division du noyau et de la cellule, dans une cellule mère de spores du *Psilotum triquetrum* (d'après Strasburger).

spores; la figure 112, plus parfaite que les précédentes, est prise sur le *Psilotum triquetrum* et représente le développement et l'isolement des quatre spores issues d'une même cellule mère. Les préparations faites en vue d'étudier la segmentation du noyau montreront bien souvent la membrane mitoyenne naissante.

Ovule des gymnospermes. — L'ovule des gymnospermes est généralement orthotrope et à un seul tégument, ce qui n'est point extraordinaire ; il tire ses caractères particuliers du mode de développement de l'oosphère. Le sac embryonnnaire se produit chez ces végétaux comme chez les phanérogames, mais les huit noyaux du sac, au lieu d'attendre en repos la fécondation, continuent à se diviser, donnant naissance à de nombreux noyaux qui s'appliquent contre la paroi du sac (fig. 30, XVII) et y forment souvent un double revêtement, après quoi ils

s'isolent par des lames de cellulose. Ces éléments, ainsi constitués, produisent bientôt des files radiales de cellules qui comblent la cavité et forment un tissu, sorte d'albumen ou de prothalle appelé *endosperme* (*en*, 31, XXVII). Quelques-unes des cellules supérieures font cependant exception, ne se cloisonnent point et prennent un volume considérable, si on les compare aux éléments voisins (*c*, 31, XXVII). Ces grandes cellules, appelées *corpuscules*, dont le nombre varie ordinairement de 4 à 15, séparent d'abord leur extrémité supérieure qui, en se segmentant, donne naissance à un petit appareil, appelé *rosette*, formé par un, deux ou trois plans de quatre cellules (*r*, même figure).

Plus tard, le corpuscule sépare de nouveau une petite cellule de son extrémité supérieure et celle-ci, en s'insinuant au milieu des cellules de la rosette, prépare, en se désorganisant, la voie au boyau pollinique, ce qui lui a valu le nom de *cellule du canal*. Le corpuscule ne subit plus de segmentation. Il est alors rempli par un protoplasma granuleux au milieu duquel se trouve un gros noyau : le tout constitue l'*oosphère*. Les corpuscules, quel que soit leur nombre, sont placés en cercle à la même hauteur, en contact immédiat chez les Cupressinées, isolés par un rang de cellules endospermiques chez les Abiétinées.

On observera facilement la formation de l'endosperme sur de jeunes cônes de Thuia récoltés en mars, avril (fig. 28, XXVII) et conservés dans l'alcool. Au moment de l'étude on isolera les écailles qui le composent et qui présentent ordinairement deux ovules orthotropes dressés à leur aisselle. On encastrera dans la moelle de sureau imbibée d'alcool les écailles et les ovules qu'elles portent de façon à obtenir des coupes longitudinales de ces derniers. On ne recueillera que les coupes qui passent par le milieu de ces petits organes et on les traitera par le carmin. Les préparations ainsi obtenues montreront (fig. 30, XXVII) le tégument unique *tg* recouvrant un nucelle volumineux *n*, dont la partie supérieure est en voie de désorganisation pour former l'appareil gélatineux collecteur du pollen et la chambre (*ch.p*) dans laquelle la poussière fécondante attendra le moment propice pour agir, enfin, au centre et dans un point assez profondément situé, le sac embryonnaire, *se*, déjà tapissé par l'endosperme naissant, *en*.

Les ovules adultes seront recherchés dans des cônes verts de Pinus recueillis dans la fin de mai ou en juin. On fendra les cônes longitudinalement avant de les précipiter dans l'alcool. Au moment de faire la préparation on rejetera les écailles inférieures qui sont stériles afin de détacher facilement quelqu'une des écailles médianes fertiles. Celles-ci portent à leur base deux ovules orthotropes renversés (fig. 97) qui seront séparés avec la partie de l'écaille qui les supporte et encastrés dans le sureau

imbibé d'alcool de façon à en obtenir des coupes longitudinales. On ne recueillera encore que les coupes médianes passant par les corpuscules et on les montera dans la glycérine acétique qui éclaircira l'oosphère et permettra de distinguer le noyau. La légende de la figure 31 de la planche XXVII donne l'interprétation des différentes parties de la préparation.

Nectaires et disque. — On rencontre fréquemment dans la plante de petits appareils producteurs de sucres : ce sont les *nectaires*. Les feuilles en portent parfois : les glandes de la face inférieure du limbe du laurier-cerise, du pétiole des cotylédons du ricin sont des nectaires ; mais ces organes sont bien plus nombreux et plus intéressants à étudier dans les fleurs où ils donneraient naissance à une réserve alimentaire utilisée dans le développement de l'ovaire. Les nectaires sont souvent là des dépendances des pièces de la fleur ; ils s'insèrent aussi directement, dans certains cas, sur le réceptacle où ils se disposent symétriquement, ce qui a fait penser, à tort, à quelques botanistes que ces glandes représentaient des organes avortés. On a créé le nom spécial de *disque* pour désigner leur ensemble lorsqu'ils sont insérés sur le réceptacle.

Le disque est constitué par de petits tubercules ordinairement isolés (Geranium, Brassica) qui peuvent cependant, en s'étalant, s'unir en un bourrelet denté (Ruta, Tamarix, Sisymbrium : à la base du pistil). Il est disposé symétriquement autour de l'axe dans les fleurs actinomorphes (Geranium, Ruta, Tamarix), des deux côtés du plan de symétrie dans les fleurs zygomorphes (Labiées). On le recherchera au moyen de la loupe dans les exemples classiques que nous venons de citer en enlevant soit avec la pince, soit avec les aiguilles, toutes les pièces plus externes qui peuvent empêcher de l'apercevoir distinctement. Chez les Geranium, il est représenté par cinq mamelons oppositisépales, placés entre les pétales et les étamines externes. Chez les Crucifères il est très variable ; on en jugera en disséquant les exemples suivants : les Brassica (fig. 113) où il est constitué par quatre glandes opposées aux étamines dont deux sont placées en dehors des grandes étamines, deux en dedans des petites ; la lunaire, où les glandes placées à l'intérieur des petites étamines existent seules ; le *Cochlearia officinalis*, où l'on rencontre quatre glandes placées entre les grandes et les petites étamines ; les Sisymbrium où le disque est un bourrelet continu qui englobe l'ovaire et les grandes étamines, laissant les petites en dehors de lui. Les Labiées (*n*, fig. 2‴, pl. XXVIII) nous montreront un disque zygomorphe, localisé dans la partie antérieure de la fleur à la base de l'ovaire et formé par trois mamelons inégaux opposés aux cloisons du fruit.

Les nectaires proprement dits peuvent être portés par les différentes parties de la fleur. L'éperon calicinal des Tropœolum contient un nectaire. Parmi les Renonculacées nous trouverons des pétales nectarifères chez les ancolies où les glandes se trouvent au fond des éperons, chez les renoncules (fig. 15, pl. XXVI) où elles sont situées à l'aisselle d'une petite ligule inférieure *l*, chez les ellébores où les pétales se sont totalement transformés en nectaires (17,XXVI). L'éperon du labelle des Orchis (*ep*, 4,XXVIII) est nectarifère. Les appendices que portent certaines étamines des Viola son des nectaires. Parmi les nectaires que portent les carpelles les plus intéres-

Fig. 113. — Fleur de *Brassica oleracea* préparée pour l'observation du disque.

Fig. 114. — Fleur de *Conium maculatum*, coupée longitudinalement selon son plan de symétrie, montrant l'ovaire surmonté d'un nectaire volumineux.

sants sont ceux qui recouvrent totalement la face supérieure libre des carpelles des Ombellifères (fig. 114) et surtout ceux que l'on rencontre dans les cloisons des loges (*gl*, 18, XXVII) de beaucoup de monocotylédones et surtout des Liliacées, Amaryllidées, Broméliacées, Iridées (*gs*, 13, XXVII) : on les nomme *glandes septales*.

Sauf pour le dernier cas, les nectaires seront vus à la loupe après avoir détaché l'organe intéressant et l'avoir mis en évidence en enlevant les parties extérieures qui le cachent, ce qui se fera avec les aiguilles sous la loupe et parfois tout simplement avec les pinces et à l'œil nu. Pour étudier convenablement les glandes septales (qui sont en réalité des poches ouvertes sur le trajet de l'ovaire, mais le plus souvent à la base des styles, formées par la simple juxtaposition des feuilles carpellaires voisines dans la partie médiane de la cloison (fig. 14, pl. XXVI), il faut absolument avoir recours au rasoir et pratiquer dans l'ovaire des coupes transversales que l'on portera sous le microscope ; on agira plutôt sur la partie supérieure de l'organe ; les narcisses, Crocus, Muscari, Polygonatum, Allium, Ornithogallum, Scilla, donneront des résultats satisfaisants.

Nous sommes conduits à parler de la structure des glandes à sucres.

Les cellules productrices de sucres se distinguent plutôt des cellules voisines par leur contenu que par leur forme : elles renferment des glucoses

et des saccharoses que l'on mettra en évidence par les moyens que nous avons donnés page 77 ; leur protoplasma est granuleux, grisâtre, parfois même coloré ; leur noyau, volumineux et fort évident (*ts*, 14, 19, 16, XXVI). L'épiderme qui recouvre la glande est tantôt dépourvu de stomates et muni d'une cuticule épaisse sous laquelle le produit s'accumule (Ricin), tantôt percé de stomates (ballote fétide, fenouil) ou dépourvu de cuticule (ellébore, 19, XXVI), ce qui permet au liquide de s'épancher au dehors et de jouer un rôle important, mais forcé, dans la fécondation croisée en attirant les insectes. On pourra observer le tissu nectarifère : 1° sur des coupes transversales d'ovaires de monocotylédones en étudiant les glandes septales où le tissu sécréteur est formé par les cellules épidermiques qui tapissent la poche dans laquelle le produit se déverse ; 2° sur les renoncules au moyen de coupes longitudinales passant par la base des pétales et le milieu de la ligule (fig. 16, pl. XXVI). On remarquera que dans ce cas le tissu sécréteur, placé à l'aisselle des deux organes, est massif, coloré en jaune et qu'il reçoit des faisceaux de l'appareil circulatoire de la ligule ; 3° sur des coupes transversales de pétales nectarifères d'ellébore (18, 19, XXVI) où le tissu sécréteur massif, *ts*, borde la cavité médiane qui sert de réservoir au produit. Ces préparations seront montées dans la glycérine acétique. L'épiderme sera observé sur les coupes et mieux sur des lambeaux enlevés à l'aiguille.

Organogénie de la fleur. — Les botanistes ont parfois intérêt à suivre l'apparition des différents membres de la fleur, car ils y trouvent souvent l'explication de faits intéressants. Cette étude se fait ordinairement avec la loupe montée, mais pour quelques fleurs très petites il devient indispensable, afin d'obtenir une amplification plus considérable, d'avoir recours au microscope, armé d'objectifs faibles, que l'on rend propre à la dissection en plaçant au-dessus de l'oculaire un *prisme redresseur*, petit appareil qui facilite le travail des aiguilles en rétablissant dans la position droite l'image de l'objet renversée par l'objectif. Cette opération, qui se fait en marchant du connu vers l'inconnu, du simple au difficile, consiste en une série de dissections faites sur des boutons de moins en moins âgés. Partant de la fleur qui vient de s'épanouir, on passe rapidement sur les gros boutons en ne s'arrêtant que sur deux ou trois sujets pour arriver aux petits qui sont seuls très intéressants. A partir de là, on analyse tous les membres de l'inflorescence jusqu'à ce que le point en litige se trouve éclairci ou que la fleur ne présente même plus le calice. Si l'on voulait aller plus loin, il serait préférable de faire des coupes longitudinales dans l'organe et de les étudier comme des préparations de point végétatif.

Lorsqu'on fait usage de la loupe, on sépare le bouton du pédoncule et, l'ayant porté sur la platine de l'instrument, on écarte d'abord avec les

aiguilles, les pièces du périanthe et on les repousse vers le bas; asseyant alors le bouton sur sa base, on l'observera de haut, puis, l'ayant couché, on le verra de côté, 1° en le laissant entier, 2° après avoir enlevé, s'il y a lieu, le périanthe pour distinguer entièrement les étamines, 3° après avoir supprimé les étamines pour voir librement le gynécée. C'est en suivant ce procédé

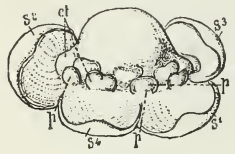


Fig. 115. — Avant la naissance des carpelles.

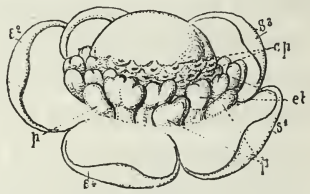


Fig. 116. — Pendant la naissance des carpelles.

Fleur de *Ranonculus trilobus* en voie de développement (d'après Payer). — *s*, sépales; *et*, étamines; *p*, pétales; *cp*, carpelles. Les chiffres placés en face des sépales donnent l'ordre d'apparition de ces pièces; ils montrent que la préfloraison de ce verticille est quinconciale.

qu'ont été obtenues les figures 115 et 116 qui montrent d'après Payer l'apparition des différentes parties de la fleur du *Ranunculus trilobus*. Le gynécée étant infère, il est indispensable de joindre aux préparations précédentes l'inspection de boutons coupés longitudinalement en deux parties symétriques afin de se rendre compte des phénomènes qui se passent

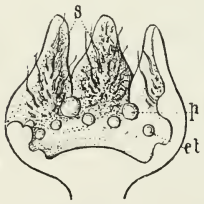


Fig. 117.

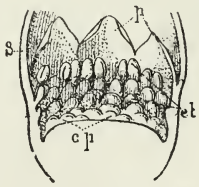


Fig. 118.

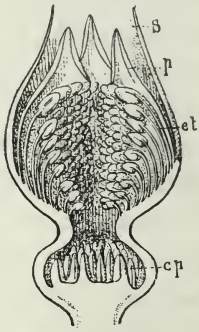


Fig. 119.

États successifs d'une fleur de *Rosa alpina* en voie de développement (d'après Payer). — *s*, sépales; *p*, pétales; *et*, étamines; *cp*, carpelles.

dans le fond de la cupule, inférieurement au périanthe. Les figures 117-119 prises sur le *Rosa alpina* et 120-124 tirées du *Rubia tinctorum* sont des reproductions de préparations obtenues par le second procédé.

L'ordre d'apparition des différents membres d'une fleur à quatre verticilles est ordinairement le suivant : 1° calice, 2° androcée, 3° corolle, 4° gynécée ; s'il y a deux rangs d'étamines, il devient : 1° calice, 2° étamines oppositi-

sépales, 3° corolle, 4° étamines oppositipétales, 5° gynécée. Les pièces affectent d'abord la forme de mamelons.

Les mamelons des sépales et des pétales ne tardent pas à s'étaler en lames et l'on voit souvent par les progrès de ce développement les pièces d'un même verticille empiéter par leurs parties latérales les unes sur les autres

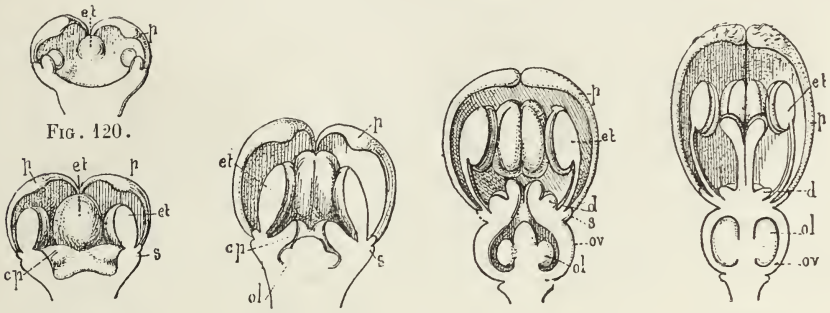


Fig. 120. Fig. 121. Fig. 122. Fig. 123. Fig. 124.

États successifs d'une fleur épigyne de *Rubia tinctorum* en voie de développement (d'après Payer). — *s*, sépales; *p*, pétales; *et*, étamines *ol*, ovules; *ov*, paroi de la cavité ovarienne; *d*, nectaires.

de façon à se recouvrir plus ou moins, et cela d'après un petit nombre de modes que nous allons étudier, parce que les botanistes descripteurs attachent une véritable importance à leur connaissance pour la distinction des plantes, car, à peu d'exceptions près, les fleurs d'une même espèce présentent dans leurs boutons la même disposition des pièces du périanthe.

Cette disposition, appelée préfloraison ou estivation, sera étudiée de préférence sur de gros boutons à peine entr'ouverts dans lesquels l'ordre primitif n'a pu encore s'altérer, ou prêts à s'entr'ouvrir; dans ce second cas, tenant le bouton par son pédoncule entre le pouce et l'index de la main gauche de façon à le faire reposer par sa base sur ces doigts, on le forcera à s'ouvrir par une légère pression de haut en bas, pratiquée en appuyant l'index de l'autre main sur son sommet. Il est alors très facile de juger des relations des pièces du calice; après les avoir constatées, on écartera avec précaution les sépales et l'on portera l'attention sur les pétales. Lorsque le bouton ne se prête pas à cette manipulation, on peut trancher d'un coup de rasoir sa partie supérieure et observer les surfaces mises à nu, ou en obtenir une coupe transversale fort épaisse que l'on portera avec précaution sous la loupe afin d'éviter le déplacement des pièces.

Nous indiquerons maintenant les principaux modes de préfloraison, les plantes et le verticille auquel il faut s'adresser pour les observer. La préfloraison est *valvaire simple* (fig. 125) lorsque les feuilles se touchent sans se recouvrir (calice et corolle des Cornus, calice des Philadelphus); *valvaire*

induplicative (fig. 126) lorsque les bords rapprochés des feuilles forment une saillie interne (calice des Clematis, corolle du lilas); *valvaire réduplicative* (fig. 127) si la saillie est externe (calice des Malva et Rhamnus); *alternative ou décussée* (fig. 128) lorsqu'il y a quatre pièces au verticille, disposées sur deux rangs, alternant entre elles (calice des Crucifères, du fusain, corolle des Fumariacées); *imbriquée*, lorsque les pièces sont disposées

Fig. 125.
P. valvaire.

Fig. 126.
P. induplicative.

Fig. 127.
P. réduplicative.

Fig. 128.
P. alternative.

Fig. 129.
P. imbriquée.

Fig. 130.
P. contournée.

Fig. 131.
P. vexillaire.

Fig. 132.
P. cochléaire.

Diagrammes de quelques préfloraisons.

comme les tuiles d'un toit (fig. 129) : la première a ses deux bords libres, la dernière ses deux bords recouverts, les intermédiaires ont un bord libre et un bord recouvert (corolle des Crucifères, des Camelia); *contournée* ou *tordue* (fig. 130) si toutes les pièces ont un bord libre et un bord recouvert (corolles du fusain, des Geranium, calice et corolle du *Crocus vernus :* 1^{iv}, XXVIII) ; *quinconciale* (fig. 3^{x}, pl. XXVIII) quand sur cinq pièces deux sont entièrement libres, deux libres d'un seul côté, la dernière entièrement recouverte (calice des Geranium, Rosa, Caryophyllées, corolle des Rosa, Alsine, etc.); *vexillaire* (fig. 131) lorsque la pièce supérieure ou étendard est recouvrante, les pièces latérales, ailes, sont en parties recouvertes et protègent les deux pièces inférieures qui constituent la carène (corolle des Papilionacées); *cochléaire* (fig. 132) quand les pièces présentent la disposition précédente renversée du tout au tout (corolle des Labiées : 2^{ix}, XXVIII, *Cercis siliquastrum*, Scrophularinées). On pourra aussi observer la préfloraison *contournée chiffonnée* dans la corolle des Malva et la préfloraison *imbriquée-chiffonnée* dans celle des Papaver.

Les *étamines* (*a-g* et *a'-g'*, fig. 24, pl. XXVI) changent plusieurs fois d'aspect pendant leur développement. Les mamelons hémisphériques qui les représentent d'abord (*a*) s'allongent et deviennent coniques (*b*, *b'*, *c*, *c'*), puis,

se développant davantage dans leur partie supérieure, se divisent en anthères et en filets minuscules (*d*, *d'*). Peu de temps après, chaque anthère se partage nettement en deux parties latérales par formation du sillon qui séparera les loges (*d'*, *e'*). Les dépressions interlocellaires apparaissent ensuite (*f*, *f'*). L'anthère possède alors sa forme définitive ; elle n'a plus qu'à grandir. Le filet reste très longtemps à l'état rudimentaire ; il ne s'allonge que peu de temps avant l'éclosion de la fleur et sa croissance est alors très rapide (*g'*).

Il est indispensable, pour suivre ces faits, d'enlever les pièces du périanthe et, après avoir jugé de l'état de l'ensemble de l'androcée, d'isoler les étamines pour les observer par leur face interne, presque toujours plus intéressante que l'externe. C'est en effet sur celle-là qu'apparaissent le plus souvent les sacs polliniques et conséquemment les sillons séparateurs des loges et des logettes. On pourra éviter la seconde partie de l'opération avec les anthères extrorses.

Il est beaucoup plus facile de suivre le *développement des ovules*. Il suffit, en effet, lorsque ces organes sont déjà un peu volumineux, de les détacher de l'ovaire en brisant leurs funicules au moyen de l'aiguille droite courant sur les placentas, ou, s'ils sont trop petits, d'enlever, toujours avec l'aiguille, des lambeaux de placentas avec les ovules qu'ils portent. Ces opérations réclament parfois l'emploi de la loupe, mais elles peuvent se faire bien souvent à l'œil nu. En tous cas, la préparation sera montée dans l'eau et mieux dans la glycérine additionnée d'une petite quantité de potasse qui communiquera toujours à l'ovule une transparence suffisante. L'inspection se fera au microscope et avec des objectifs d'autant plus puissants que l'ovule sera plus petit. Tous les ovules à deux téguments se prêtent également bien à l'étude, car les courbures qui produisent les ovules

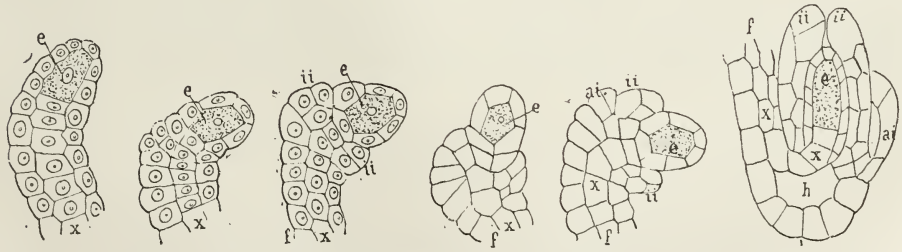


Fig. 133. Fig. 134. Fig. 135. Fig. 136. Fig. 137. Fig. 138.

Développement de l'ovule de l'*Orchis mititaris* (d'après Sachs). — *f*, funicule; *x*, rangée centrale des cellules du nucelle ; *e*, cellule mère du sac embryonnaire ; *ii*, tégument interne ; *ai*, tégument externe.

anatropes et campylotropes ne deviennent fort sensibles qu'après l'ébauche des différentes parties du petit organisme. On pourra donc s'adresser aux

Crucifères (fig. 27, pl. XXVIII, *a-g*), bien que ces plantes ne possèdent que des ovules campylotropes. On verra dans la giroflée des murailles, par exemple, que l'ovule n'est d'abord représenté, lui aussi, que par un mamelon (*a*), puis, que celui-ci s'allonge et développe en son milieu un bourrelet circulaire *s*, origine de la secondine qui, en s'accroissant vers le haut, va tendre à recouvrir la partie médiane et supérieure du mamelon *n* : le nucelle (*b*). La primine *p* se montre plus tard (*c*) sous forme d'un second bourrelet inséré au-dessous du précédent. Le funicule *f* se sépare

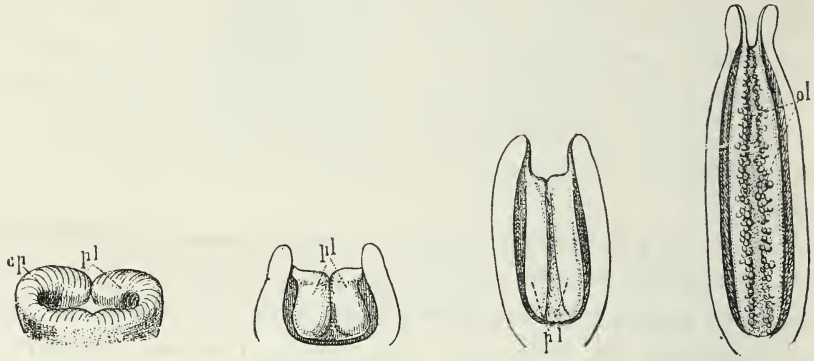


Fig. 139. Fig. 140. Fig. 141. Fig. 142.

Développement du gynécée à deux feuilles carpellaires du *Glaucium flavum* (d'après Payer). — *cp*, carpelles; *pl*, placentas; *ol*, ovules. Dans les trois dernières figures le gynécée est vu intérieurement après avoir été fendu longitudinalement selon un de ses plans de symétrie.

ensuite (*d*). Toutes les parties de l'ovule, ayant ainsi pris naissance, n'ont plus qu'à croître et à prendre la disposition qui leur convient (*e*, *f*, *g*). On pourra suivre facilement le développement d'ovules anatropes à deux téguments chez les Orchis (fig. 133-138) et la chélidoine (fig. 139-142), d'ovules anatropes à un tégument chez les véroniques (*Veronica spicata*, *officinalis*), d'ovules orthotropes à deux téguments chez les Rumex et Polygonum, d'ovules orthotropes à un tégument chez le noyer.

FRUIT.

A la suite de la fécondation l'ovaire, continuant son rôle protecteur, s'accroît afin de permettre l'évolution de l'ovule et sa transformation en graine sans qu'il ait à souffrir de la compression. En même temps, l'ovaire modifie plus ou moins profondément sa structure sans augmenter, ordinairement, d'une façon notable le nombre de ses éléments et il passe à l'état de fruit. Pendant ce développement, ses cellules s'amplifient toujours, peu si le fruit doit rester sec, beaucoup s'il doit devenir charnu, et, dans ce

second cas, ses cellules parenchymateuses se gorgent d'une grande quantité d'eau tenant d'abord en solution des acides et du tanin qui sont remplacés à l'époque de la maturité par des sucres : glucoses et saccharose. En tous cas, chaque fois que la différence de volume entre l'ovaire et le fruit devient fort sensible, apparaissent de nouveaux faisceaux libéro-ligneux, ramifications des faisceaux de l'ovaire qui se disposent bien souvent en un réseau, visible à l'œil nu dans beaucoup de fruits charnus : le raisin, la cerise, par exemple, où il peut être mis en évidence en enlevant la peau du fruit. Parfois, une partie des cellules deviennent scléreuses et, tantôt les sclérites se localisent dans la partie externe du fruit (Piper, fig. 8′, pl. XXIX, *cs*), tantôt dans sa partie interne (noyaux des olives : fig. 6, pl. XXIX, des Amygdalées); on rencontre des cellules scléreuses éparses dans le fruit de beaucoup de Pomacées : poires, coing, etc.; enfin, les akènes des renoncules, de la figue (*cs*, fig. 10, pl. XL), de la fraise sont constitués presque en totalité par du sclérenchyme. On voit souvent apparaître, surtout dans les fruits capsulaires, des massifs de prosenchyme lignifié (Cardamome, fig. 7, 7′, pl. XXIX, *pr*) qui, en courant de haut en bas du fruit, jouent un rôle important dans la déhiscence. Dans les fruits charnus, les faisceaux et leurs enveloppes : endoderme et péricycle, restent mous (*flb*, fig. 2, pl. XXIX); dans les fruits secs, ils lignifient et sclérifient bien souvent tous leurs éléments, à tel point qu'il devient parfois impossible de distinguer le bois du liber; la confusion est portée à son comble lorsque des massifs fibreux viennent s'accoler au faisceau : c'est ainsi que les côtes des akènes mûrs des Ombellifères semblent parcourues par un simple cordon de prosenchyme, cependant l'ovaire et le fruit jeune montrent que le centre de chacun de ces cordons est occupé par un faisceau libéro-ligneux (*flb*, fig. 9′, pl. XXIX).

Il nous est impossible de généraliser davantage tant est variable la structure des fruits. Pour fixer les idées, nous étudierons quelques exemples choisis parmi les fruits secs déhiscents et indéhiscents et les fruits charnus.

Les fruits des renoncules pourraient servir d'exemples d'*akènes*, mais la sclérification de la plupart de leurs éléments rend les coupes difficiles et parfois même dangereuses à obtenir; il est préférable de s'adresser aux Ombellifères. Le fruit de ces plantes provient de deux feuilles carpellaires fermées qui restent accolées jusqu'à la maturité de la graine, époque où elles se dissocient en deux akènes ou *méricarpes*, qui sont d'abord rapprochés au sommet d'une colonnette, le *carpophore*, constituée par les faisceaux placentaires lignifiés et plongés dans un massif de prosenchyme également lignifié (fig. 143). Plus tard, les faisceaux des deux feuilles compris dans le carpophore se séparent longitudinalement de haut en bas

et les parties supérieures divergeant à la façon des branches d'un Y, tiennent les fruits écartés l'un de l'autre (fig. 144). Les fruits arrivés à cet état sont peu convenables pour l'étude anatomique; il est préférable de s'adresser à des akènes encore confluents : le fruit du fenouil doux tel

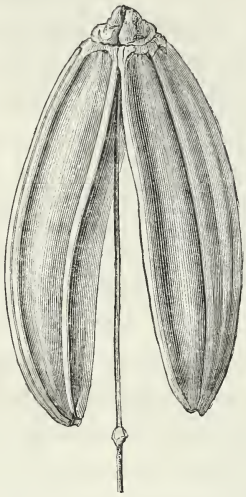


Fig. 143. — Fruit entier de *Fœniculum vulgare*, au moment de la séparation des méricarpes.

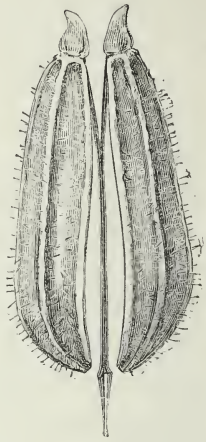


Fig. 144. — Fruit d'anis mûr.

qu'on le rencontre dans les pharmacies se présentant en état propice, nous le prendrons pour sujet d'étude, après lui avoir rendu sa consistance première par une immersion de quelques heures dans l'eau froide.

Les méricarpes sont encore unis dans ce fruit; ils pourront rester dans cette situation, mais il vaut mieux, pour plus de simplicité, les isoler en introduisant une pointe de scalpel dans la fente commissurale; la séparation se fera nettement en deux parties symétriques : chaque akène retenant la partie du carpophore qui lui appartient. Les deux parties écartées montreront à leur extrémité supérieure une petite masse spongieuse : le *stylopode*, reste du nectaire, latéralement, d'un côté, une face plane (le fruit est orthosperme), de l'autre une surface convexe, inégale, parcourue par cinq côtes longitudinales séparées par quatre vallécules. L'akène (qui pourrait plus justement être appelé caryopse puisque la graine fait corps avec le péricarpe) sera étudié au moyen de coupes transversales et longitudinales en même temps que la graine (fig. 9, 9′, 9″, XXIX). On pratiquera des coupes transversales en deux points différents de l'organe : 1° dans la partie supérieure du fruit, dans le voisinage immédiat du stylopode; 2° dans le milieu du corps. Les premières, mauvaises au point de vue du fruit, car la plupart des éléments s'y présentent couchés, seront intéressantes au point de vue de la graine dont elles montreront toutes les parties (fig. 9) :

l'embryon, *e*, l'albumen, *ae*, le raphé *r*, et le tégument *t* (fig. 9′), formé par une ligne brune, composé en tous ses points, sauf dans le voisinage du raphé, par une seule assise de cellules fortement déprimées qui ne peuvent être mises en évidence qu'à grand'peine par l'action de la potasse bouillante. Les coupes médianes (fig. 9, 9′) serviront à l'étude du fruit ; elles ne montreront qu'une graine incomplète privée d'embryon, car celui-ci, fort petit, n'occupe qu'une partie restreinte de l'extrémité supérieure de la graine (*e*, fig. 9″); par contre, elles laisseront nettement distinguer : 1° un *épicarpe*, *ep*, formé par un épiderme à cuticule prononcée ; 2° à l'intérieur, un *endocarpe*, *end*, appliqué contre le tégument de la graine, constitué par un épiderme à cellules fortement aplaties ; 3° un *mésocarpe*, *m*, ayant l'épaisseur d'une dizaine de cellules et comprenant en outre du tissu fondamental, composé de cellules ponctuées ou réticulées (fig. 17, pl. II), six canaux sécréteurs, *cr*, à cellules de bordure brunes (*vittæ ou bandelettes*), dont quatre sont placés dans le fond des vallécules, deux sur la face commissurale, des deux côtés du raphé. Cinq faisceaux libéro-ligneux (*flb*, fig. 9′), bordés de prosenchyme, parcourent les côtes ; un sixième, peu différent des précédents, *c* (fig. 9), se rencontre sur la ligne médiane de la face commissurale et représente une des moitiés du carpophore.

Nous trouverons un autre exemple de fruit sec dans le *caryopse* des Graminées. Nous opérerons sur le blé auquel nous ferons prendre une consistance convenable, s'il est sec, par une immersion de quelques heures seulement dans l'eau à 15°. On en fera des coupes transversales et longitudinales aussi rapprochées que possible du milieu du fruit afin d'éviter les coupes obliques que l'on obtient involontairement avec les parties latérales et extrêmes en raison de la rotondité du grain. Cette façon de procéder fournira, comme dans le cas précédent, avec les éléments du péricarpe, une partie de ceux de la graine. Nous sommes donc encore entraîné à parler de celle-ci, mais nous négligerons complètement l'embryon, dont la préparation demande des soins spéciaux que nous ferons connaître bientôt en étudiant la graine en particulier. Il est parfois nécessaire de traiter les coupes par la potasse bouillante pour mettre en évidence les diverses parties du péricarpe ; cet adjuvant devient absolument indispensable pour gonfler les téguments de la graine qui sont littéralement écrasés entre l'albumen et le péricarpe. L'observation des deux coupes apprendra que le péricarpe est formé (fig. 9, 9′, 9″, pl. XL) d'un épicarpe, *ep*, constitué par des cellules épidermiques résistantes, allongées parallèlement au grand axe du grain et terminées en pointe comme on peut s'en assurer facilement en enlevant cet épiderme à l'aiguille et l'observant de face (fig. 9″). A l'extrémité du caryopse un grand nombre de cellules de l'épicarpe se prolongent en poils unicellaires à paroi fort épaisse (fig. 9′). Le mésocarpe, *m*, montre

d'abord, vers la phériphérie, deux assises de cellules scléreuses adossées ; les cellules externes sont allongées comme celles de l'épicarpe, les secondes beaucoup plus courtes; viennent ensuite deux à quatre rangées de cellules à parois minces qui complètent la partie moyenne du fruit. L'endocarpe, *en*, est formé lui aussi par une seule assise de cellules, fortement allongées, mais dans une direction perpendiculaire au grand axe du fruit. Ses éléments ont une paroi externe mince, des parois latérales et profondes épaisses présentant des ponctuations tournantes cruciales. Les téguments de la graine se réduisent à trois assises de cellules étirées parallèlement au grand axe du grain. Les éléments de la couche externe, 1, sont tabulaires; ceux de la couche moyenne, 2, plus étroits, renferment une substance brunâtre; enfin, l'assise interne, 3, est constituée par des cellules diaphanes à parois fort épaisses. L'albumen est limité extérieurement par une couche de larges cellules polyédriques assez régulières, *gl*, gorgées de substances protéiques granuleuses, que l'on désigne ordinairement par le nom de *cellules à gluten*. La masse de l'albumen est formée par des cellules polyédriques, *al*, étirées selon le rayon, et disposées assez régulièrement en files radiales ; ces cellules contiennent, en outre, des substances albuminoïdes, des granules d'amidon de tailles fort inégales puisque les uns atteignent 36 μ de diamètre, tandis que d'autres n'arrivent pas à acquérir le quart du volume des premiers (fig. 14, pl. III).

Nous prendrons pour premier exemple de fruit sec déhiscent la *gousse* des Légumineuses, qui présente une structure à peu près identique dans la famille entière. Les sujets d'étude ne manqueront point, en été surtout, où l'on rencontrera des pois et des haricots à profusion.

Le fruit, en se déchirant longitudinalement selon les sutures ventrale et dorsale, se partage en deux valves retenant chacune une moitié des graines. Ces valves sont encadrées par une légère saillie due à la présence d'un faisceau libéro-ligneux sur chacun des côtés des lignes de déhiscence ; leurs faces sont dissemblables : l'externe est molle ou peu résistante, l'interne, tout au contraire, parcheminée et élastique. L'épicarpe est constitué par des cellules épidermiques qui ont développé le plus souvent une cuticule puissante. Le mésocarpe est formé en majeure partie par du parenchyme qui s'étend jusqu'à la face interne du fruit où il est limité par un épiderme à cellules molles, mal caractérisé comme tissu protecteur. Parfois, toutes ces cellules restent molles (pois), parfois, certaines d'entre elles deviennent scléreuses ; elles peuvent dans ce second cas s'assembler, au-dessous ou dans le voisinage de l'épiderme (*Gleditschia triacanthos*), en une couche résistante continue. Dans le parenchyme, se rencontrent toujours 1° sur chacun des côtés des lignes de déhiscence, qui sont occupées par du tissu mou, un faisceau libéro-ligneux assez puissant bordé extérieure-

ment par un massif considérable de fibres péricycliques, ces fibres se rencontrent encore sur ses parties latérales, mais en petits groupes ; 2° une lame de prosenchyme, placée à peu de distance de la face interne du péricarpe. Cette lame prend naissance dans le voisinage des faisceaux libéro-ligneux et s'étale sans discontinuité dans toute l'étendue du fruit ; elle comprend une dizaine de rangées d'éléments lignifiés, de diamètre étroit et à paroi fort épaisse. Ces fibres, tout en étant parallèles à la surface du fruit, sont inclinées à 45° sur la direction du grand axe de la gousse ; aussi, la coupe transversale des valves qui présente normalement tous les autres éléments et permet de les étudier, ne montre-t-elle jamais ces fibres qu'en coupes obliques. Il faudra des préparations spéciales pour les observer convenablement : des coupes parallèles et perpendiculaires à leur direction. Il est facile de connaître exactement celle-ci, car, si l'on opère une traction longitudinale énergique sur la valve, elle se déchire toujours parallèlement à la direction des fibres. Ces coupes normales montreront que ces fibres ne sont pas toutes semblables, que les internes sont beaucoup plus allongées et moins épaisses que les externes. Ce sont ces éléments qui, en se contractant à la suite de leur dessiccation lors de la maturité du fruit, amènent la déhiscence du légume et forcent les valves à s'enrouler en spirale.

Nous prendrons pour second exemple de fruit sec déhiscent la *capsule loculicide* de l'*Elettaria Cardamomum*, que l'on peut se procurer en tous temps dans les pharmacies où il porte le nom de petit cardamome. Ce fruit prismatique, triloculaire, est ordinairement fermé ; nous en amènerons l'ouverture par une légère pression de haut en bas selon son grand axe et nous le plongerons pendant quelques secondes dans l'eau bouillante pour lui rendre sa consistance primitive. Nous en séparerons ensuite par un coup de scalpel longitudinal une moitié de valve avec une partie de la cloison qui y est rattachée et nous la monterons dans la pince de sureau pour en obtenir des coupes transversales (fig. 7, 7′, pl. XXIX).

La structure de ce fruit est bien différente de celle de la gousse. Le péricarpe est nettement limité par deux épidermes, *ep*, à cuticule épaisse : les représentants de l'épicarpe et de l'endocarpe ; le mésocarpe est constitué par du parenchyme à parois minces, *m*, au milieu duquel on rencontre çà et là : 1° de petites cellules sécrétantes isolées, *gl;* 2° des massifs de prosenchyme lignifié, *pr ;* 3° des faisceaux libéro-ligneux, *l-b*, flanqués de fibres sur leur face externe. Le tissu de la cloison est également parenchymateux et protégé par l'épiderme interne. Les cordons de prosenchyme et les faisceaux libéro-ligneux courent longitudinalement dans le fruit, ils sont plus nombreux et plus puissants dans le voisinage de la cloison que dans celui de la ligne de déhiscence où, du reste, le péricarpe est plus mince. C'est dans la répartition inégale des éléments épaissis, qui se con-

tractent plus que les autres par la dessiccation, qu'il faut chercher les causes de la déhiscence.

L'olive, telle qu'on la rencontre à toute époque de l'année chez les épiciers, peut servir d'exemple de *drupe*. Elle se divise en deux masses : l'une, molle, externe, constitue la partie comestible ; l'autre pierreuse, interne, est le noyau. Ces deux parties seront séparées au moyen du scalpel et étudiées successivement. Des coupes transversales pratiquées dans la partie externe molle apprendront que l'*épicarpe* est encore membraneux ici et réduit à une seule assise de cellules : l'épiderme fortement cuticularisé, et que le *mésocarpe*, qui constitue le reste de la partie charnue, est homogène et entièrement formé par des cellules parenchymateuses arrondies contenant toutes de l'huile rassemblée en gouttelettes fortement réfringentes, volumineuses. Tous les faisceaux libéro-ligneux sont logés dans le noyau et ils y sont disposés en deux groupes : l'un, comprenant un grand nombre de cordons vasculaires, n'est séparé de la surface libre que par l'épaisseur de quelques cellules scléreuses ; l'autre, plongé plus profondément dans la masse, ne comprend qu'un petit nombre de faisceaux, localisés en deux points opposés et qui correspondent vraisemblablement aux nervures médiane et placentaire de la feuille carpellaire fertile. On suivra facilement le trajet de ces deux ordres de faisceaux en sciant longitudinalement un noyau, le débarrassant de la graine et observant les morceaux par transparence, et à l'œil nu, après les avoir interposés entre l'œil et une source lumineuse un peu vive. La structure du noyau (fig. 6, pl. XXIX), sera étudiée sur des coupes longitudinales ; elles seront faites avec un couteau, préférablement à un mauvais rasoir, dirigé parallèlement aux faces rigoureusement planes qui auront été fournies par l'action de la scie dans la manipulation précédente ; les préparations seront montées dans la glycérine additionnée de potasse. Ces coupes montreront que la masse de l'*endocarpe* est constituée par des cellules scléreuses *cs*, de formes différentes, entre lesquelles courent des faisceaux libéro-ligneux *b-l*, grêles, ne comprenant qu'un petit nombre de trachées et vaisseaux cribreux, accompagnés de quelques fibres péricycliques.

La cerise, autre exemple de *drupe*, possède une structure un peu différente. L'*épicarpe* est le même que celui de l'olive. Le mésocarpe parenchymateux, à cellules gorgées de jus sucré et non d'huile, est parcouru de bas en haut par de nombreux faisceaux libéro-ligneux disposés en deux groupes concentriques : l'un se rencontre à une petite distance de l'épicarpe et peut se voir à l'œil nu en dénudant un peu profondément le fruit ; l'autre, plus interne, entoure le noyau ; ce dernier est beaucoup moins riche que le précédent. Les faisceaux des deux groupes sont disposés en réseau et les deux systèmes se mettent en relation directe, en plusieurs points, par d'autres ré-

seaux plans qui coupent le mésocarpe comme des méridiens. On vérifiera ces faits en pratiquant des coupes transversales et longitudinales dans le fruit et en mettant successivement les réseaux à nu par la dissection du fruit à l'aide des aiguilles ou du scalpel. Les cerises conservées dans l'alcool se prêtent bien à cette étude. L'endocarpe sera traité comme celui de l'olive : il n'est parcouru que par un seul gros faisceau libéro-ligneux situé dans le milieu de cette région hérissée de trois crêtes qui correspond à la suture ventrale du carpelle comme le démontrent les relations du faisceau avec la graine.

Le RAISIN nous fournit un exemple de *baie :* sa structure s'étudiera facilement sur des coupes transversales et longitudinales épaisses. L'épicarpe est formé par l'épiderme à cuticule puissante ; ses éléments assez petits contiennent, ainsi que les cellules sous-jacentes, une matière liquide rouge foncé dans les raisins colorés. La partie charnue, dans laquelle le mésocarpe et l'endocarpe sont confondus, est entièrement constituée par des cellules parenchymateuses, petites vers l'extérieur, mais d'autant plus volumineuses qu'elles sont plus profondément situées. Les cellules moyennes sont étirées selon le rayon ; les cellules périphériques externes et internes sont, au contraire, allongées parallèlement à la surface. La face interne de la baie est limitée par une assise de larges cellules fortement aplaties. Si l'on enlève avec l'aiguille ou le scalpel, non pas l'épicarpe, mais toute la partie externe du fruit, ce que l'on nomme communément la peau, on se trouve en présence d'un réseau de faisceaux libéro-ligneux très riche qui constitue à lui seul tout l'appareil circulatoire de la baie.

Les *fruits charnus du* POIVRE présentent une constitution toute différente (fig. 8, 8′, pl. XXIX). Ces baies (?), qui nous parviennent toujours à l'état sec, ont besoin de passer quelques jours dans l'eau ou la solution alcaline glycérinée (p. 36) pour se prêter aux manipulations. Ils seront encastrés dans la moelle de sureau et y seront couchés afin d'en obtenir des coupes longitudinales médianes (fig. 8). Ces coupes seront montées dans la glycérine. Elles présenteront la graine en même temps que le fruit, mais nous négligerons celle-là pour le moment, nous proposant de l'étudier avec soin prochainement. Le fruit peut se diviser nettement en trois parties. Le mésocarpe parenchymateux, plus puissant que l'épicarpe et l'endocarpe, est sillonné de bas en haut par de nombreux faisceaux libéro-ligneux courant parallèlement. A l'extérieur, se rencontre un épiderme *e*, composé de petites cellules, à cuticule épaisse, remplies d'une matière brunâtre ; viennent immédiatement après plusieurs assises de cellules scléreuses *cs*, renfermant aussi une matière résineuse foncée. Plus profondément, se trouve un parenchyme puissant *pd*, le mésocarpe, présentant çà et là des cellules sécrétantes *gl*, qui sont plus nombreuses dans la région interne ; les cellules externes

contiennent toutes une petite quantité d'amidon *am*, en granules fort petits. Les faisceaux libéro-ligneux qui sillonnent ce tissu ne comprennent que quelques trachées *b*, et vaisseaux cribreux *l*; quelques-uns sont accompagnés extérieurement par 1-3 fibres péricycliques (*p*, fig. 1, pl. XL). Ces fibres échappent facilement sur les coupes longitudinales, aussi fera-t-on bien de préparer quelques coupes transversales médianes pour constater leur présence. Le fruit est nettement limité intérieurement par un endocarpe *end*, constitué par une assise unique de cellules bien caractérisées par l'épaississement de leurs parois latérales et profonde, ce qui donne à leur ensemble l'aspect d'une rangée d'U accolés. La fuchsine facilite l'étude en teintant de rouge tous les éléments épaissis qui sont ou lignifiés, ou subéreux.

Nous prendrons pour dernier exemple la POMME (fig. 1, 2, 3, 3', pl. XXIX) dont l'origine est plus complexe que celle des fruits précédemment étudiés. Le fruit de toutes les Pomacées est en effet une sorte d'association de drupes unie si intimement à la coupe charnue formée par les bases concrescentes des trois verticilles externes de la fleur, qu'il est impossible de dire exactement où se trouve le point de jonction des composants. La situation des faisceaux libéro-ligneux peut cependant indiquer approximativement la part qui revient à chacun d'eux. Si l'on vient à partager une pomme selon un de ses plans de symétrie, ce qui s'obtient facilement en faisant passer le scalpel par le milieu d'un des sépales marcescents et l'axe, on pourra suivre sans peine sur les surfaces mises à nu le trajet des faisceaux qui se détachent en vert sur le fond blanc. On les verra quitter le pédoncule, s'avancer jusqu'au-dessous des loges et se diviser là en trois groupes. L'un est central et ses parties se rendent aux ovules : il comprend les faisceaux placentaires ; les éléments du second s'appliquent contre la face externe des lames papyracées qui limitent les loges, juste en face du milieu de celles-ci : ce sont donc les faisceaux des nervures médianes des feuilles carpellaires ; les faisceaux du troisième groupe courent dans la masse charnue un peu au delà de la partie médiane du sarcocarpe : ils se terminent les uns dans les sépales, les autres dans les points d'insertion des pétales, et tous se divisent un peu au-dessus des loges en donnant des branches internes qui se perdent dans la région où s'attachaient les étamines. L'ovaire n'entre donc que pour une part minime dans la constitution du fruit.

Bien que le fruit ait une structure très simple, son volume considérable oblige à étudier séparément ses trois parties. On pratiquera d'abord des coupes transversales dans la partie externe du fruit, ce que l'on nomme vulgairement la pelure, afin de voir la constitution de l'épicarpe (fig. 1, pl. XXIX) ; les coupes seront montées dans l'eau. La pomme est protégée par un épiderme *ep*, à cuticule fort épaisse et fendillée, dont les cellules

contiennent, en certains points, une matière colorante rouge ; au-dessous se rencontrent d'abord des cellules assez petites, à paroi épaissie, puis des éléments d'autant plus larges et à paroi d'autant plus mince qu'ils sont plus rapprochés du centre. Pour étudier la partie médiane charnue, on prendra un morceau du mésocarpe dans la région moyenne parcourue par les faisceaux et on en fera une coupe transversale normale à la direction de ceux-ci (fig. 2, pl. XXIX). On obtiendra ainsi une projection horizontale des faisceaux *flb*, qui ne comprennent que quelques trachées et vaisseaux grillagés étroits, et celle des vastes cellules molles, lâchement unies à la suite de la gélification partielle de leur paroi, qui forment la masse du mésocarpe. Enfin, on isolera une des lames parcheminées qui bordent les loges et on en fera des sections transversales (fig. 3, pl. XXIX) et longitudinales (fig. 3′). Leur observation montrera qu'ici l'endocarpe est formé par des fibres et que parmi elles celles qui bordent la cavité sont notablement différentes des autres. Ces cellules, fort peu développées dans le voisinage de l'endocarpe, sont d'autant plus puissantes qu'elles sont plus éloignées de la face interne du fruit ; elles se confondent progressivement avec les larges cellules du mésocarpe.

GRAINE

La graine tire son origine de l'ovule qui subit, à la suite de la fécondation, des modifications profondes dont nous avons déjà dit quelques mots. L'oosphère, transformé en œuf, produit l'*embryon*, partie essentielle de la graine, différemment conformé selon que le végétal producteur appartient aux monocotylédones ou aux dicotylédones, et présentant aussi des modifications secondaires dans chacun de ces embranchements. Les cellules médianes du sac embryonnaire développent l'*albumen*, tissu massif dans lequel s'emmagasinent les substances nutritives azotées (aleurone) et hydrocarbonées (amidon, cellulose, huile) indispensables à l'entretien de l'embryon pendant le temps où il est impuissant à puiser des aliments dans le milieu extérieur. Le nucelle et la secondine sont résorbés, la primine, dans laquelle cheminent et se terminent ordinairement les faisceaux libéroligneux de l'ovule, s'accroît tout au contraire pour fornir l'appareil protecteur de la graine ou *spermoderme*. Celui-ci possède une structure tantôt homogène : il reste dans ce cas indivis après la maturité de la graine; tantôt hétérogène : il est constitué alors par des parties molles et des parties résistantes s'enveloppant qui se séparent à la maturité, sous l'influence de la dessiccation agissant différemment sur elles, en deux téguments : le *testa* à l'extérieur, le *tegmen* à l'intérieur.

Il y a quelques exceptions à cette règle générale : le nucelle persiste

parfois et alors, loin de s'atrophier, il multiplie ses éléments, et, en les gorgeant de matières nutritives, constitue pour l'embryon une seconde réserve alimentaire enveloppant la première (Piper, fig. 8, pl. XXIX, a^2; Cardamomes, Nymphæa). La secondine persiste aussi quelquefois ; elle peut même devenir la partie la plus importante des téguments : témoin le ricin où le spermoderme est formé de trois membranes superposées à la suite de la division tardive de la secondine en une enveloppe molle et blanchâtre appliquée contre l'albumen et une couche crustacée placée sous un testa membraneux et peu résistant qui se détruit facilement et manque dans les échantillons commerciaux. Enfin, des productions entièrement nouvelles peuvent apparaître à la surface de la graine : ce sont les *arilles*, les *arillodes*, les *caroncules*, les *strophioles*, les *poils* et les *aigrettes*. Ces dernières parties, beaucoup moins importantes que les précédentes, peuvent s'observer à l'œil nu. Elles sont de nature parenchymateuse. Nous indiquerons simplement quelques sujets favorables pour leur observation ; on s'appliquera surtout à déterminer avec la loupe le point d'attache de ces organismes.

Les *arilles* et les *arillodes* sont des productions membraneuses qui enveloppent extérieurement la graine à la façon d'un sac, mais tandis que l'arille naît du funicule, l'arillode prend son origine des bords du micropyle.

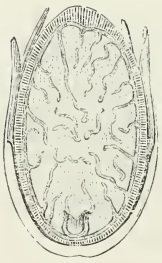


Fig. 145. Graine entière avec l'arillode.

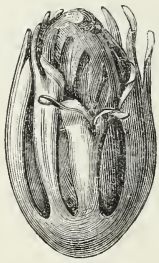


Fig. 146. Coupe longitudinale médiane de la graine.

Myristica fragrans.

Fig. 147. Graine entière.

Fig. 148. Graine coupée longitudinalement.

Ricin.

L'arille sacciforme, pulpeux, du *Nymphæa alba* est classique. On cherchera des exemples d'arillodes sur les graines du Muscadier (fig. 145 et 146), où cette enveloppe est fortement découpée, charnue, colorée en jaune orangé, elle constitue le *macis* des pharmacies, sur les graines des fusains et particulièrement sur celles des *Evonymus latifolius* et *europæus;* l'arillode est coloré en rouge orangé chez cette dernière plante.

Les *caroncules* peuvent être regardées comme des arilles et des arillodes ne s'étendant que sur une portion peu considérable de la graine : les

graines de ricin (fig. 147 et 148), d'épurge, de Viola, de Polygala nous fourniront des exemples de caroncules procédant du micropyle, celle du rocou, une caroncule qui s'est développée sur le hile.

Les *strophioles* se forment sur le raphé : les graines de *Chelidonium majus* vues au microscope avec un faible grossissement en montrent un spécimen.

Les graines de cotonnier (fig. 149) et de ketmie sont couvertes de *poils*.

Fig. 149.
Coupe longitudinale médiane de la graine du cotonnier.

Fig. 150.
Graine de saule entière.

Fig. 151.
Graine de saule coupée longitudinalement.

Chez les épilobes, le *Vincetoxicum officinale*, le saule (fig. 150 et 151), on trouvera une *aigrette* formée par un pinceau de poils ; cette aigrette est insérée, dans le premier cas, sur la chalaze, dans le second sur le micropyle, dans le troisième sur le funicule, faits qui rapprochent ces dernières productions des arilles et des arillodes au même titre que les caroncules.

Tout ce qui dérive des téguments de l'ovule entre dans le *spermoderme*, autrement dit les *téguments de la graine ;* tout ce qui provient du nucelle est réuni sous le nom d'*amande*.

Ces deux parties sont susceptibles d'un grand nombre de variations. Le spermoderme peut être simple (Ombellifères, p. 275 ; blé, p. 276 ; véroniques et la plupart des Scrophularinées, Orchis, Parnassia), double (haricot, pomme) ou triple (ricin) ; tantôt, il ne comprend qu'une seule assise d'éléments, tantôt il en renferme un grand nombre, enfin il est de consistance papyracée chez le pois, le haricot, cartilagineuse chez la poire, l'orange, le melon, crustacée chez le ricin et l'asperge, charnue dans la grenade. A chacun de ces états correspond une structure différente, il faudra varier les sujets de manipulation pour se faire une bonne idée des téguments.

La partie essentielle de l'amande est l'*embryon*, qui ne manque jamais : il

forme à lui seul l'amande des graines dépourvues d'albumen (haricot, etc.); mais, chaque fois que l'embryon n'aura pas absorbé entièrement pendant son développement sa réserve alimentaire, celle-ci, qui peut être simple ou double comme nous le savons, se retrouvera dans l'amande de la graine mûre et ne sera utilisée qu'au moment de la germination.

Les graines minuscules des Orchis (pl. XXVIII, fig. 4[vi]), permettent de se rendre compte sans peine de la disposition des deux parties constitutives de la graine, car il suffit d'en monter quelques-unes dans de la glycérine additionnée de potasse et de chauffer légèrement la préparation pour distinguer nettement le spermoderme membraneux, formant un sac, très ample, ouvert au point correspondant au hile, et l'amande constituée par une petite masse sphérique, parenchymateuse, représentant un embryon fort imparfait, réduit, dit-on, à la tigelle.

L'on se ferait une mauvaise idée de la graine si l'on s'en tenait à ce premier exemple. Nous étudierons maintenant le HARICOT (pl. XXIX, fig. 12-12[v]), graine assez simple, provenant d'un ovule amphitrope, par conséquent à embryon courbe, dépourvue d'albumen, que l'on aura soin de faire ramollir par une immersion de 24 h. dans l'eau tiède, si l'échantillon que l'on en possède est sec, ce qui arrive le plus souvent.

On examinera d'abord une graine entière par sa face concave (fig. 12), et l'on remarquera avant tout que les deux bords de la convexité sont inégaux : la présence de la radicule, *r*, tuméfiant l'un d'eux. Le fond de la dépression présente une petite surface ovale dénudée, *b*, qui est le hile, point par lequel la graine se rattachait à l'extrémité du funicule. A l'extrémité du hile qui regarde la radicule se trouve un petit orifice, *m*, parfaitement visible à l'œil nu : le *micropyle*. A l'extrémité opposée du hile se remarque une petite saillie, *c*, strophiole minuscule, portée par le raphé très court, qui se projette aussi légèrement en relief sur la surface.

Si l'on cherche à enlever le spermoderme sur un haricot sec ou imparfaitement gonflé, on le verra se diviser le plus souvent en deux membranes (fig. 12′) : une d'entre elles, l'externe, *ts*, est parcheminée, l'interne, *tg*, molle; mais, si la graine est fraîche ou si elle a repris au contact de l'eau sa consistance primitive, ce dédoublement n'a pas lieu : l'anatomie montre, en effet, que cette graine ne possède véritablement qu'un tégument et qu'il faut attribuer à un accident de préparation sa division en testa et tegmen. Si l'on enlève avec le scalpel, sur le milieu d'une des faces planes, un lambeau du spermoderme de 5 mm. de largeur et d'un centimètre de longueur et qu'on le débite en coupes transversales, aussi minces que possible, après l'avoir encastré dans la pince de sureau, les préparations étant montées dans la glycérine potassée et chauffées quelques instants, on verra que tous les tissus du spermoderme sont en continuité parfaite (fig.

12[v]). Le tégument est constitué à l'extérieur par une assise de cellules, *to*, allongées, perpendiculaires à la surface, à paroi inégale, plus épaisse vers l'extérieur, ce qui donne à leur cavité la forme d'une larme batavique ; au-dessous de cette assise se trouve une couche de petites cellules nettement différenciées par la présence, dans chacune d'elles, d'un ou de deux petits cristaux d'oxalate de chaux, *ox*, affectant la forme du prisme oblique. Le reste du spermoderme est formé par un parenchyme caverneux, *tg*, dont les méats, parfaitement arrondis pour la plupart, lui communiquent un faciès particulier. Des faisceaux libéro-ligneux, *bl*, parcourent cette partie parenchymateuse.

Ayant enlevé le spermoderme, on se trouvera en face de l'embryon, dont on distingue déjà extérieurement les deux cotylédons tuberculeux plan-convexes, accolés par leur face plane, et la *radicule accombante*, c'est-à-dire couchée dans la commissure des deux cotylédons. Dans cette situation de l'embryon, la tigelle et la gemmule se trouvent cachées ; pour les mettre en évidence, il faudra enlever un des cotylédons et les rechercher ensuite sur la face plane de celui de ces deux appendices qui aura retenu la radicule (fig. 12[ii]). On verra alors distinctement la tigelle *t*, recourbée, faisant suite à la radicule, *r*, et portant à son extrémité supérieure la gemmule, *g*, logée dans une petite dépression des cotylédons. C'est du reste à la présence de cette dépression que les feuilles séminales protectrices de la gemmule doivent leur nom : κοτυληδών signifie cavité, écuelle, cymbale. On pourra étudier à la loupe la gemmule, qui est composée de plusieurs groupes de petites feuilles opposées entourant le cône végétatif de la tige : structure que nous connaissons, de même que celle de la radicule et de la tigelle. Celle des cotylédons nous sera fournie par la coupe transversale de l'un de ces organes (fig. 12[iii] et 12[iv]). Avant de monter la préparation dans la glycérine, on aura soin de l'agiter dans un petit baquet plein d'eau et même de la brosser dans le liquide avec un petit pinceau afin d'éliminer la plus grande partie de l'amidon qu'elle contient. Les cotylédons sont protégés par un épiderme, *ep*, dont les cellules sont beaucoup plus petites que celles du mésophylle qui sont entièrement gorgées d'aleurone amorphe et d'amidon, *am*. De nombreux faisceaux (fig. 12[iii]) courent dans le parenchyme, mais ils sont encore à l'état procambial (*flb*, fig. 12[iv]).

On pourrait remplacer le haricot par le POIS, qui possède une structure semblable presque en tous points : la seconde assise du spermoderme ne contient pas de cristaux, mais n'en est pas moins distincte pour cela, étant constituée par de petites cellules perpendiculaires à la surface, en forme de sablier. Beaucoup de Légumineuses ont une structure identique.

On peut s'adresser à des CRUCIFÈRES, dont l'embryon est courbe, comme celui,

du reste, de toute graine qui provient d'un ovule amphitrope ou campylotrope. En choisissant son sujet parmi les Orthoplocées (la moutarde blanche par exemple, que l'on peut se procurer facilement dans les pharmacies), on observera quelques faits nouveaux. L'embryon séparé du spermoderme a sa *radicule incombante*, c'est-à-dire couchée sur le dos d'un des cotylédons (*av*, fig. 15, pl. XXIX), et, de plus, elle est logée dans une gouttière formée par le reploiement des feuilles séminales, *c*. Les cotylédons (*co*, fig. 4, pl. XL) ont la même structure que ceux des haricots, avec cette différence que l'amidon y est remplacé par de l'huile.

La constitution histologique du spermoderme de la moutarde blanche est bien différente de celle du haricot. Pour l'étudier, on encastrera une graine sèche dans la moelle de sureau et on l'y maintiendra par la pression des doigts; on en fera des coupes transversales fort minces et l'on ne recueillera que celles qui se rapprochent du grand cercle du grain. On les immergera dans l'eau pendant quelques heures; on aura soin de séparer l'embryon et de diviser les coupes du spermoderme en parcelles de 2 mm. au plus afin de leur éviter toute contrainte pendant le gonflement. Les préparations seront montées dans la glycérine additionnée de potasse et chauffées légèrement avant d'être observées. L'on verra alors distinctement que le spermoderme est limité à l'extérieur par un épiderme constitué par de grandes cellules. La paroi externe de cette membrane se gélifie par l'eau, aussi ne sera-t-elle pas visible dans les préparations obtenues par le procédé que nous avons donné, mais on pourra l'étudier en suivant la marche décrite à la page 71. Au-dessous, se rencontrent deux couches de cellules assez vastes à parois brillantes, légèrement collenchymateuses, puis, une rangée d'éléments jaunes, très étroits, fortement allongés selon le rayon, épaissis sur leurs faces internes et latérales, qui constituent la partie protectrice par excellence de la graine. Contre eux, et sur leur face profonde, est appliquée une lame cornée, de même couleur, constituée par une ou plusieurs (?) assises de cellules complètement applaties, formant, à mon avis, la partie interne des téguments, car les larges cellules prismatiques fort évidentes, pleines d'une substance azotée, qui viennent ensuite et entourent complètement l'embryon, ainsi que la lame anhyste qui s'appuie sur elles et se glisse entre les différentes parties de l'embryon, doivent être considérées comme des reliefs de l'albumen.

Avec la POMME (pl. XXIX, fig. 4,5,5'), autre variété de graine. L'ovule qui lui a donné naissance étant anatrope, le hile et le micropyle sont rapprochés à l'extrémité acuminée de la graine. En déshabillant avec précaution le petit organe, ce qui se fait facilement à l'aide du scalpel, on trouve d'abord le *spermoderme* qui est constitué par une lame cornée, noir brunâtre extérieurement, sauf dans la région chalazienne où elle est très foncée et y

forme une sorte de calotte, puis une membrane blanche, peu résistante, appliquée contre la graine et que l'on est tenté d'appeler tegmen, mais qui n'est en réalité qu'un reste du *périsperme*, enfin l'*embryon* qui est droit, composé d'une partie axile courte, conique, et de deux cotylédons volumineux recouvrant une gemmule qui ne se distingue bien qu'à la loupe. La coupe transversale de la graine passant par sa région médiane (fig. 4) montrera, outre ces parties, le raphé, *ra*, cheminant dans la partie molle des téguments. Les coupes longitudinales (fig. 5) et transversales (fig. 5′) montreront : 1° que la partie cornée du tégument, t^1, est protégée par un épiderme dont la membrane externe est en partie gélifiable et qu'elle est constituée par un massif de prosenchyme ; 2° que la partie molle, t^2, est entièrement parenchymateuse, sauf le long du raphé et à la chalaze où elle est parcourue par des faisceaux libéro-ligneux ; 3° que le périsperme, *alb*, ne comprend que deux ou trois assises de cellules et une masse anhyste composée des débris des cellules absorbées par l'embryon.

Avant d'abandonner les graines à embryon volumineux et à albumen rudimentaire ou nul, il faut étudier au moins une de ces graines présentant cette anomalie curieuse de posséder plusieurs embryons. Nous prendrons pour exemple la GRAINE D'ORANGER (fig. 13, *a-e*, pl. XXIX) où 2-4 embryons surnuméraires, provenant de la prolifération des cellules épidermiques du nucelle, voisines de l'œuf, accompagnent l'embryon normal.

La graine (*a*), qui provient d'un ovule anatrope, est plus ou moins ovoïde, renflée dans sa partie chalazienne. Elle est protégée par deux téguments, que l'on peut facilement isoler l'un après l'autre avec le scalpel; l'externe est blanc, corné, l'interne papyracé et incolore sauf autour de la chalaze où il forme une calotte brun rougeâtre (*b. ch*). L'amande, qui se trouve immédiatement au-dessous de cette seconde membrane, est entièrement formée par plusieurs embryons, de taille inégale, orientés tous de la même façon : la radicule tournée vers le micropyle (*c*). Les embryons se séparent facilement les uns des autres (*d*, *e*) ; leur axe, *ax* assez petit, supporte deux cotylédons le plus souvent fort inégaux et à surface très tourmentée ; contre l'habitude, ils sont colorés en vert et ne sont point opposés, mais alternes.

Nous nous adresserons maintenant à des exemples destinés à nous faire connaître l'amande d'une façon plus parfaite.

Nous prendrons d'abord la graine du LIERRE (fig. 152), qui provient d'un ovule anatrope et possède un albumen charnu, ruminé, volumineux, un embryon petit (fig. 10, 10′, 10″, pl. XXIX). Si l'on vient à presser sur un fruit mûr de lierre, on voit s'en échapper un nombre de graines variant de 1 à 6 en raison de l'avortement d'une partie des ovules. Chaque graine est protégée extérieurement par une enveloppe parcheminée,

que l'on peut enlever facilement avec l'aiguille. On est porté, au premier abord, à regarder cette membrane comme le testa, mais les apparences sont trompeuses ici, car l'étude de la coupe transversale du fruit montre que cet organe n'est autre chose que l'endocarpe qui accompagne la graine après la maturité, se comportant en cela comme le noyau des drupes. Le fruit comprend en effet : 1° un épicarpe composé d'un épiderme et de deux assises de cellules collenchymateuses, gorgées primitivement de chlorophylle, renfermant à la maturité un liquide rouge foncé ; 2° un mésocarpe charnu, caverneux, parcouru par des faisceaux libéro-ligneux, dont le péricycle

Fig. 152.
Graine de lierre entière.

Fig. 153.
Graine de lierre coupée longitudinalement selon son plan de symétrie.

contient des canaux résineux, et aussi par des canaux résineux volumineux et indépendants ; 3° autour de chaque loge, fertile ou non, se rencontre un endocarpe constitué, quelquefois par deux, mais le plus souvent par trois assises de cellules fibreuses. En certains points, ces fibres sont parallèles (*ts*, 10′), mais, le plus souvent, elles sont inclinées dans des directions différentes : les fibres de l'assise interne correspondant à l'épiderme interne de l'ovaire, pouvant former un angle droit avec les fibres externes, ce que démontre facilement l'inspection d'un petit lambeau du pseudo-testa déposé à plat dans une goutte d'eau ou de glycérine. Le fruit du lierre n'est donc pas une baie, mais un assemblage de drupes.

Quoi qu'il en soit, ce premier revêtement étant enlevé, on se trouve en présence de la graine qui est imparfaitement triangulaire, acuminée vers le micropyle, recouverte par un tégument unique d'un rouge orangé. Le raphé, visible à l'œil nu, court le long de l'angle le plus accentué, et la chalaze se trouve sur le dos de la graine dans sa partie inférieure. Si l'on coupe transversalement la graine en deux (fig. 10), on peut voir à l'œil nu le tégument pénétrer dans l'albumen et le découper. Mais il vaut mieux couper la graine longitudinalement en deux parties symétriques en prenant pour guide le raphé (fig. 153) : cette façon de procéder, tout en montrant l'albumen ruminé, mettra à découvert l'embryon qui est logé, la radicule tournée vers le micropyle, dans une petite cavité placée à proximité de l'extré-

mité acuminée de la graine. On extraiera cet embryon avec l'aiguille et on l'observera monté dans une goutte de glycérine avec un grossissement de 200 diamètres : il laissera voir dans ces conditions (fig. 10″) une partie axile, cylindrique, comprenant la radicule, *ra*, et la tigelle, *tg*, ainsi que deux petits cotylédons, *co*. Prenant une seconde graine, on l'utilisera pour obtenir une coupe transversale mince de sa région médiane et l'on montera celle-ci dans la glycérine. Cette préparation, vue avec une amplification de 300 diamètres, montrera (fig. 10′) que le tégument, *tg*, est constitué par une seule assise de cellules assez vastes, presque sphériques, contenant des granulations orangées, et que l'albumen, *al*, est formé par des cellules polyédriques remplies d'un contenu granuleux. Les réactifs spéciaux apprendront que ce contenu est partiellement formé de matières protéiques et d'huile.

Le CAFÉ et la DATTE vont nous fournir des exemples d'albumens cornés.

Le *café décortiqué* du commerce est une graine incomplète, n'ayant conservé de son spermoderme que la partie qui tapisse le sinus qui la découpe profondément. Pour avoir des graines indemnes, il faut s'adresser à des fruits entiers (*café en cerises*, fig. 154) ou à ces graines protégées par un pseudo-testa parcheminé, formé par l'endocarpe (*ts*, 11, XXIX), constituant le *café en parche ;* mais ces variétés de café sont rares et, du reste, nous trouvons dans le café ordinaire tous les éléments indispensables pour l'étude. On immergera les grains 24 heures dans l'eau à 15°, puis, ayant coupé transversalement l'un d'eux, on saisira le tégument avec des pinces, on l'arrachera du sinus et on en portera un lambeau sous le microscope.

Cette façon de procéder montrera une lame anhyste sur laquelle reposent des fibres ponctuées réunies en petites plaques (*pr*, 11″, XXIX); çà et là se rencontreront aussi des faisceaux libéro-ligneux (*b-l*) grêles. Une coupe transversale de la graine passant par le sillon explique cette structure en même temps qu'elle donne celle de l'albumen. Le tégument comprend deux couches : l'une, qui semble anhyste, est véritablement formée par des cellules complètement aplaties, simulant une lame cornée ; l'autre est constituée par une assise presque continue de fibres. Si l'on monte cette coupe dans la glycérine en évitant l'action de la chaleur, les cellules de l'albumen apparaîtront avec une paroi de moyenne épaisseur, très réfringente, inégalement développée, un contenu diaphane très peu granuleux. Vient-on à porter la préparation à 100°, de nombreuses gouttelettes huileuses, réfringentes, apparaissent dans leur intérieur (fig. 11′, XXIX). Les réactifs appropriés apprendront que la paroi des cellules de l'albumen est constituée par de la cellulose, le contenu par des matières protéiques, de l'huile, du tanin, une très petite quantité d'amidon. L'embryon, fort petit, rappelant celui du lierre, peut être mis en évidence par deux procédés : 1° en fendant longitudinale-

ment la graine en deux parties symétriques (fig. 155); l'embryon apparaîtra à une des extrémités d'une longue et étroite cavité qui s'étend sur toute la longueur de l'albumen ; 2° en enlevant avec le scalpel la partie dorsale de l'albumen qui recouvre l'embryon : c'est ainsi qu'il a été procédé pour obtenir la figure 11 de la planche XXIX. En tous cas, on séparera l'embryon avec l'aiguille et on l'observera, comme celui du lierre, dans la glycérine avec un grossissement de 100 diamètres.

La graine elliptique de la DATTE est recouverte par des téguments que nous négligerons. Elle présente sur une face un sillon longitudinal et sur la face diamétralement opposée à la précédente une petite dépression circulaire

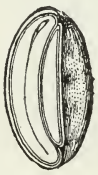


FIG. 155.
Graine du café coupée longitudinalement.

FIG. 154.
Fruit du café coupé transversalement.

FIG. 156.
Coupe longitudinale d'une graine d'oignon.

bordant un petit mamelon blanchâtre. Si l'on vient à casser cette graine transversalement au moyen d'un mauvais couteau de façon que l'instrument passe par la dépression, on trouve que celle-ci correspond à une chambre dans laquelle est logé un petit organe blanchâtre : l'embryon. L'étude de cet embryon faite avec le microscope est peu instructive, car toutes ses parties semblent confondues en une masse unique ; cependant, si l'on monte la préparation dans la potasse, on peut distinguer vers le tiers inférieur une petite ligne demi-circulaire : la *fente gemmulaire*, et au-dessous la gemmule, petit mamelon hémisphérique. Des coupes transversales et longitudinales faites avec un mauvais rasoir dans la partie blanche de la graine, qui n'est autre que l'albumen, montreront (fig. 14 et 14', pl. XXIX) que cet organe est entièrement formé par des cellules à parois fort épaisses étirées dans le sens du rayon. La paroi formée de cellulose est extraordinairement réfringente et se détache d'une façon si nette sur le contenu grisâtre, albuminoïde, des cellules que beaucoup de débutants la prennent pour le contenu lui-même. Les canalicules des ponctuations sont ici extraordinairement larges ; ils communiquent à la paroi un aspect tout particulier.

La graine du RICIN possède un albumen huileux. Nous savons déjà (pg. 282) que les téguments de cette graine sont triples et surmontés d'une caroncule : nous les négligerons. Nous briserons l'enveloppe crustacée avec précaution pour ne pas léser l'amande et nous fendrons celle-ci longitudinalement en

deux parties symétriques en faisant passer le scalpel par un plan médian parallèle aux larges faces de la graine : la section sera par conséquent perpendiculaire à celle qui a fourni la figure 148. Le scalpel séparera les deux cotylédons et divisera l'axe longitudinalement, car l'embryon est logé dans une large cavité centrale que tapissent complètement ses cotylédons foliacés, aussi étendus que l'amande. L'embryon sera facilement perçu à l'œil nu en inspectant les deux faces de la section : l'axe très court, conique, correspond à l'extrémité de la graine, voisine de la caroncule. La constitution de l'albumen sera fournie par une coupe transversale : ce tissu est formé par des cellules à parois minces contenant de nombreux grains d'aleurone renfermant chacun un cristalloïde et un globoïde, séparés par des lames de protoplasma retenant en émulsion une grande quantité d'huile. Nous avons longuement parlé de la constitution de cet albumen à la page 102 à laquelle nous renvoyons.

Nous étudierons, pour terminer, quelques graines de monocotylédones dans le but d'acquérir une connaissance plus parfaite de l'embryon de ces plantes.

Nous nous adresserons d'abord à une Liliacée, le *Scilla nutans*, qui nous montrera l'embryon monocotylédone avec son faciès le plus fréquent. La graine de ce végétal est noire ; elle a la grosseur d'un grain de millet ; provenant d'un ovule anatrope, elle est à peu près sphérique, acuminée dans la partie qui correspond au hile et relevée latéralement par une petite saillie longitudinale formée par le raphé. Si la graine est sèche, on la fera ramollir par une immersion de 24 heures dans l'eau à 15°, puis elle sera montée dans la moelle de sureau, de façon que le raphé et le micropyle se trouvent dans un même plan parallèle à la base supérieure du cylindre de moelle, afin que le rasoir les rencontre en même temps et fournisse des coupes passant par le plan de symétrie de la graine (fig. 16, pl. XXIX) ; les seules coupes se rapprochant de ce plan seront recueillies et montées dans la glycérine alcalinisée par la potasse. Une bonne préparation montrera : 1° le spermoderme fortement coloré, *tg* ; 2° l'albumen corné, *ab*, dont les cellules sont disposées en files rayonnant autour d'une cavité centrale occupée par l'embryon. Celui-ci se compose d'une partie axile fort courte, d'un cotylédon volumineux, engainant, conformé en capuchon pour protéger la gemmule, *g*, qui, lors de la germination, se développera librement au dehors par la fente gemmulaire située sur le côté. On peut encore observer l'embryon entier en entaillant petit à petit la graine parallèlement à son plan de symétrie jusqu'à ce que l'embryon apparaisse au dehors ; on l'enlèvera alors avec l'aiguille et on le traitera par la potasse à chaud pour l'éclaircir, finalement on le montera dans la glycérine. Cette façon d'opérer fournira surtout la vue de face de la fente gemmulaire (fig. 16′, XXIX). La graine d'oignon peut

être substituée à celle du *Scilla nutans* pour cette étude ; sa constitution est la même, mais l'embryon, qui est fortement courbé, ne se prête pas aussi bien aux manipulations (fig. 156).

Nous connaissons déjà le fruit, les téguments et l'albumen farineux du blé (page 275, et fig. 9, pl. XL) ; nous avons réservé l'embryon et avec juste raison, car l'EMBRYON DES GRAMINÉES s'éloigne sensiblement de tout ce que nous connaissons : il mérite une mention spéciale. Autant pour varier les exemples que pour parer aux différents cas qui peuvent se présenter, nous l'étudierons chez le maïs, où il est très volumineux et plus complexe, et dans l'avoine, où il est petit et plus simple ; on pourra remplacer ce dernier exemple par le blé, le seigle ou l'orge, le mode opératoire étant le même.

Le MAÏS, ayant trempé dans l'eau à 15° pendant deux ou trois jours au moins, sera d'abord étudié extérieurement. On trouvera facilement dans sa partie rétrécie l'empreinte de son attache sur l'axe d'inflorescence, puis, sur l'une de ses faces planes, un large espace clair, sensiblement arrondi, qui marque la place occupée par l'embryon *extraire* à la périphérie de l'amande. On coupera ensuite le fruit en deux parties symétriques en faisant passer le scalpel par son insertion et le milieu de la tache blanche. Les sections examinées à la loupe donneront de bonnes indications sur les relations des différentes parties du caryopse. La figure 157 reproduit une préparation ainsi obtenue, mais il faut avouer que le plus fort grossissement de la loupe ne laisse pas percevoir tous les détails de l'embryon donnés par cette figure ; il faut, pour les distinguer nettement, obtenir une coupe longitudinale médiane de l'embryon et l'observer au microscope avec une amplification de 100 diamètres environ. Comme il est difficile d'obtenir de bonnes coupes transversales de fruit entier, on opérera sur l'embryon seul. Pour l'isoler, on prendra une graine entière et on enlèvera d'abord le fruit et les téguments, ce qui se fait facilement en glissant l'aiguille sous les enveloppes et opérant une légère traction ; en enfonçant ensuite l'ongle du pouce dans les parties de l'albumen qui bordent l'embryon, on séparera sans peine ce dernier et on le débarassera, s'il y a lieu, des parties de l'albumen qu'il aurait entraînées. On l'encastrera alors dans le sureau en le couchant sur le côté pour en obtenir des coupes longitudinales ; on ne recueillera que les coupes médianes qui peuvent seules présenter toutes les parties de l'embryon. Il est plus utile de posséder des coupes entières, fussent-elles même un peu épaisses, que des coupes minces incomplètes. Les préparations seront montées dans la glycérine.

On remarquera que l'embryon est flanqué ici sur le côté interne d'une production volumineuse : l'*écusson* ou *scutellum*, *sc*, *ss*, que certains regardent comme le cotylédon, d'autres comme une émanation de la tigelle, *st*. Quoi qu'il en soit, ce corps envoie un prolongement membraneux sur la

face antérieure de l'embryon et l'enveloppe ainsi de toutes parts. La radicule porte une coiffe bien distincte; et, de plus, est entourée complètemen par une sorte de doigt de gant: la *gaine radiculaire*, qui, étant percée à la germination par la radicule, deviendra la *coléorhize*. Pour ceux qui ne voient pas un cotylédon dans l'écusson, la feuille externe de la grosse gemmule *K* devient la feuille séminale.

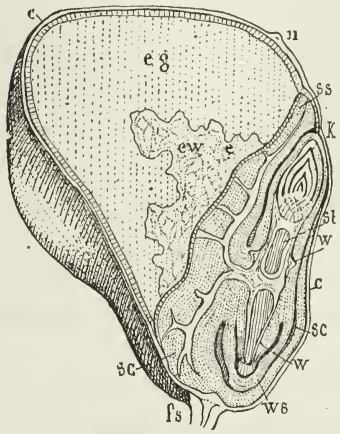


Fig. 157.— Coupe longitudinale médiane d'un caryopse de maïs. *c*, péricarpe; *n*, insertion du style; *fs*, attache du fruit; *cg*, partie cornée de l'albumen; *cw*, partie farineuse de l'albumen; *sc*, écusson; *k*, gemmule; *st*, tigelle; *w*, en haut, racine adventive; *w*, en bas, radicule; *ws*, gaine radiculaire. Entre celle-ci et la radicule se trouve la coiffe.

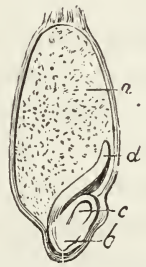


Fig. 157 *bis*. — Caryopse du blé coupé longitudinalement. *a*, albumen; *b*, radicule; *c*, gemmule; *d*, écusson.

L'embryon de l'Avoine, du blé, du seigle, ne sera pas séparé de l'amande. Après avoir rejeté les balles, on immergera les fruits pendant quelques heures seulement dans l'eau à 15°, s'ils sont secs. On fendra d'abord un caryopse longitudinalement en deux parties symétriques, et pour cela on fera passer le scalpel par le sillon et le milieu de la face convexe opposée. L'inspection de la section (fig. 157 *bis*) apprendra quelle est la situation de chacune des parties du fruit : l'embryon est situé à une des extrémités et s'étend sur le milieu de la face convexe. Pour en obtenir des coupes longitudinales, il faudra donc coucher le grain dans la moelle de façon que le sillon et le milieu de la face convexe se trouvent dans un même plan parallèle au tranchant du rasoir. On rejettera les premières coupes; ne recueillant que celles qui passent par l'embryon, on ne montera dans la glycérine que les sections qui se rapprochent du plan de symétrie. Ne nous attachant qu'à l'embryon : ce corps est beaucoup plus simple que celui du maïs (fig. 17, pl. XXIX) : l'écusson, *sc*, se confond inférieurement avec la gaine radiculaire, *gr*. Les racines adventives, *r'*, sont beaucoup plus développées dans ces exemples que chez le maïs.

La coupe longitudinale médiane du POIVRE NOIR, obtenue comme il a été dit à la page 279, ne nous fournit pas seulement la structure du péricarpe, mais aussi celle de l'amande. Cette dernière nous intéresse particulièrement ici, par la présence (fig. 8, pl. XXIX) d'un périsperme volumineux, a^2, et d'un albumen charnu, a^1, assez petit, entourant un embryon cordiforme, *ep*. Ces choses peuvent être vues superficiellement avec un faible grossissement, mais il faut avoir recours à une amplification de 300 diamètres et à des préparations spéciales pour les analyser et distinguer nettement le spermoderme. Les téguments, fortement comprimés entre le périsperme et l'endocarpe, sont littéralement aplatis : ils se composent de deux assises de cellules (t^1, t^2, 8′, XXIX) qui ne se voient bien que sur des coupes d'une finesse très grande après l'action de la potasse bouillante, ou, comme le recommande M. de Lanessan, après ébullition dans une solution acétique d'aniline.

La couche externe, t^1, est formée par des cellules incolores, l'assise interne, t^2, par des éléments chargés d'un produit brun-marron. Les éléments du périsperme sont disposés en files radiales, et sont d'autant plus étirés dans le sens du rayon qu'ils occupent une position plus rapprochée du centre; la plupart sont gorgés d'amidon, *am*, en granules très fins, intimement accolés, ne laissant pas de vides entre eux : ils n'ont pu être indiqués ainsi dans la figure, car le dessin s'en serait trouvé empâté; quelques cellules, *gl*, sont remplies d'une matière molle, jaune, oléo-résineuse « dans laquelle se forment quelquefois des cristaux de pipérine en forme d'aiguilles, surtout lorsque l'on plonge dans la glycérine des coupes minces de cet albumen » (G. Planchon).

Mais, dans le poivre du commerce, l'albumen charnu et l'embryon sont bien souvent détruits. Si l'on tombait sur des échantillons défectueux, il

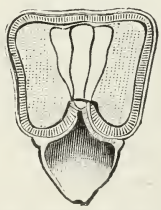


FIG. 158. — Coupe longitudinale médiane de la graine de maniguette.

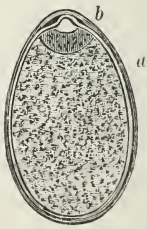


FIG. 159. — Coupe longitudinale médiane d'une graine de nénuphar montrant en *a* le périsperme, en *b* l'albumen. L'embryon occupe le sommet de l'amande.

faudrait avoir recours aux semences des Cardamomes ou à celles de la maniguette, que l'on trouve facilement dans les pharmacies. Ces graines seraient traitées exactement comme celles de *Scilla nutans* (pg. 291).

Elles montreront (fig. 158) des téguments foncés que nous aurons occasion de décrire en parlant de l'analyse des poivres, puis une amande composée d'un périsperme farineux, d'un albumen charnu, d'un embryon volumineux dont la radicule fait saillie en dehors de l'albumen. Les coupes fines montées dans l'huile d'amandes laissent voir des cristalloïdes rhomboïdaux. Faute de ces graines, on pourrait s'adresser aux semences de nénuphar (fig. 159) dont on préparerait des coupes longitudinales médianes.

APPLICATION DE LA MICROGRAPHIE A LA DESCRIPTION ET A LA CLASSIFICATION DES PHANÉROGAMES. — DIAGRAMMES, ETC.

Je me trouve porté naturellement, au moment de quitter les phanérogames, à traiter de l'application des instruments grossissants, et, par conséquent, des connaissances que nous avons acquises jusqu'ici, à une branche de la botanique non moins intéressante que celle qui nous a retenus si longtemps : la classification de ces plantes.

Il y a très peu de temps, tous les caractères qui servaient de base à la classification étaient fournis par la morphologie ; l'anatomie n'était invoquée que dans des cas bien rares et pour des faits patents : des anomalies de structure et la présence d'appareils glandulaires. Un mouvement en avant se produit actuellement et les caractères internes commencent à entrer en ligne. L'introduction du microscope dans cette partie de la science a déjà rendu des services certains pour le règlement de questions litigieuses et le classement de végétaux dont la place était incertaine. L'anatomie, en confirmant les résultats obtenus par la morphologie, fournit un nouvel et solide appui au groupement naturel en y apportant des liens inattendus. Bien plus, certains caractères anatomiques, ayant cet avantage de se répéter dans toutes les parties de la plante, permettent de déterminer des fragments de végétaux. Il y a longtemps, déjà, que l'expertise judiciaire, la pharmacie et l'importation utilisent les caractères anatomiques, mais avec les acquisitions récentes les conclusions de l'analyse devront reposer dorénavant sur de véritables données scientifiques pour échapper à la critique.

L'on sait que la famille, le genre, l'espèce ne peuvent être définis anatomiquement par un seul fait, comme certains l'espéraient, et que l'anatomie conduit le plus souvent à des descriptions aussi compliquées que la morphologie , aussi la novation effraye-t-elle les classificateurs.

Il est vrai que certaines familles possèdent un caractère assez tranché pour permettre à première vue la distinction presque certaine de leurs membres, mais, même dans ce cas, on devra contrôler le diagnostic primitif par la recherche des caractères moins patents de la famille : toutes les

plantes à ombelles ne sont point des Ombellifères ; on rencontre des capitules ailleurs que chez les Composées.

L'expérience ayant appris qu'on ne pouvait accorder une valeur égale aux caractères fournis par l'un ou l'autre des tissus de la plante, on a cherché à établir la subordination des caractères. Dans l'état actuel de la science, surtout à la suite des travaux de M. Vesque, l'on doit, me semble-t-il, s'arrêter aux conclusions suivantes :

Les *caractères de famille* seront empruntés à des organes d'importance secondaire, échappant à l'adaptation, qui conservent seuls le type ancestral, ce seront : le mode de développement des stomates, la constitution de l'appareil stomatique adulte, la composition des poils, la présence et la forme des cristaux, la présence et surtout la localisation des organes sécréteurs, la disposition et la course des faisceaux libéro-ligneux dans la tige et le pétiole, la disposition du bois et du liber dans les faisceaux. Dans cette recherche, l'étude de la tige et de la racine à l'âge primaire est aussi importante, si elle ne l'est davantage, que celle de ces mêmes organes plus avancés en âge.

Lorsque l'adaptation est la même dans toute la famille (les Pomacées, par exemple), on pourra tirer des caractères d'ordre inférieur, de l'hypoderme, de la constitution du bois, du liber, du péricycle. La plupart de ces caractères seront fournis avec autant de certitude par la tige que par la feuille. Certaines anomalies pourront aussi devenir caractéristiques. La forme du pollen et l'état de sa surface peuvent être invoqués en certains cas.

La structure du fruit, la configuration des poils, pourront parfois fournir des *caractères de genres.*

Les *caractères spécifiques* seront tirés surtout de la feuille, bien que la tige puisse apporter son contingent dans nombre de cas ; ils seront donnés par la forme des cellules épidermiques, la division de l'épiderme, la présence d'un hypoderme, celle des poils, la présence de fibres au péricycle et leur répartition, la structure du parenchyme : bifacial ou centrique, le développement de ses diverses parties, la présence et la localisation des cristaux, la présence de cellules aquifères ou de cellules scléreuses.

Il y a des *causes d'échecs* dans la recherche des affinités : dans l'accommodation rapide au milieu extérieur, l'imperfection des tissus due à la jeunesse, la modification du point végétatif donnant une structure différente à deux parties voisines d'un même organe, l'apparition des tissus secondaires et tertiaires, le port, le rôle, etc., etc.

Je ne puis aller plus loin dans cette voie ; j'ai indiqué d'une façon suffisante la marche à suivre dans cet ordre de recherches et les caractères sur lesquels on devra surtout s'appesantir pour la détermination des végétaux. Les opérations se feront sans difficultés sur des plantes fraîches ;

on devra rendre aux échantillons secs, provenant de l'herbier ou du droguier, leur consistance première par une immersion suffisamment prolongée dans l'eau, ou mieux dans la solution alcaline glycérinée dont nous avons donné la composition à la page 35. La durée de l'immersion variera avec le volume de l'organe et sa résistance à la pénétration ; les feuilles seront laissées entières, les racines et les tiges seront débitées au préalable en fragments de 1 centimètre de longueur. Les coupes seront jetées dans l'eau et y seront abandonnées au moins pendant un quart d'heure, avant d'être montées dans la glycérine ou traitées par les réactifs et les colorants.

Si les préparations présentaient encore des lames nombreuses ou épaisses de tissus aplatis, il faudrait absolument savoir ce que cachent ces lames : on traiterait pour cela quelques coupes par la potasse bouillante, puis de nouveau par l'eau, en ayant soin de faciliter la dilatation des éléments en agissant sur des coupes étroites, s'il s'agit d'écorces, en divisant en deux les coupes de racines et de tiges.

Diagrammes (pl. XXVIII). — Nous avons déjà insisté sur la nécessité du dessin en histoire naturelle. Nous ne reviendrions pas sur ce sujet si les botanistes n'avaient imaginé, pour faciliter la lecture de la description des fleurs, une méthode graphique pour représenter celles-ci, permettant à la personne la plus réfractaire au dessin d'en donner une idée suffisante. Nous devons nous arrêter à la description de ce procédé, car l'opération réclame ordinairement l'emploi de la loupe. On suppose la fleur projetée sur un plan horizontal et l'on représente chacune de ses parties par des signes conventionnels, en ayant soin de reproduire rigoureusement le nombre et la position de ses membres : la figure obtenue est le *diagramme* de la fleur. Les sépales s'indiquent par un croissant fort allongé, gris ou blanc (fig. 160), les pétales par un tracé semblable noir ou plus foncé, les étamines par une figure reproduisant la coupe d'une anthère jeune du végétal : quatre mamelons signifient que l'étamine est biloculaire (fig. 161), deux seulement, qu'elle est uniloculaire (fig. 162) ; par l'orientation que l'on donne à ces loges sur le dessin on fait connaître que la déhiscence est introrse (fig. 161), extrorse (fig. 162) ou latérale. Le gynécée se figure par une coupe transversale de l'ovaire ; les nectaires par de petits cercles, des points ou des lignes noires selon leur forme ; les staminodes pétaliformes sont représentés par de petits croissants noirs. Lorsque l'on fait également figurer la bractée mère ou le calicule, on différencie ces organes des sépales tout en leur donnant une configuration se rapprochant de celle que possèdent ceux-ci (dans les figures 161 ou 162, on a modifié contrairement à la règle la forme des sépales).

On distingue le *diagramme empirique* dans lequel on se borne à indiquer les rapports de nombre et de position des pièces tels que les fournit

l'étude de la fleur épanouie, et le *diagramme théorique* dans lequel on fait entrer des organes avortés dont l'existence ne peut être constatée que par l'étude du développement, de la structure, ou par la comparaison avec des plantes voisines (V. Tieghem). C'est ainsi que le diagramme 4^{vi}, de la

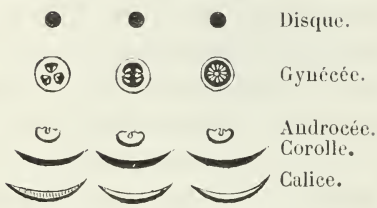


Fig. 160. — Signes conventionnels pour la construction des diagrammes.

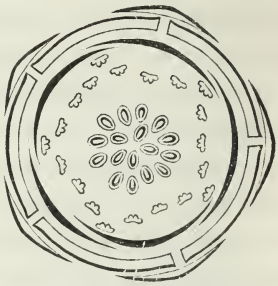


Fig. 161. — Diagramme de la fleur de fraisier.

planche XXVIII est théorique en raison de la figuration des deux staminodes *st*, qui ne se voient point dans la fleur épanouie, mais dont on trouve des traces, sous forme de faisceaux, dans le corps de la plante. La construction des diagrammes théoriques n'est point le fait des débutants ; ils la négligeront complètement.

Pour rendre tous les diagrammes comparables, on leur donne la même

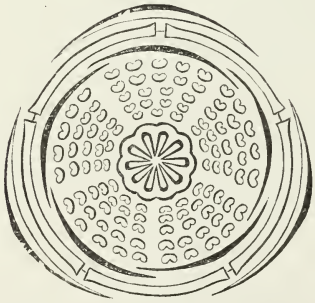


Fig. 162. — Diagramme de la fleur de *Malva sylvestris*.

Fig. 163. — Diagramme d'une Liliacée : l'*Aloe Socotrina*.

orientation et l'on a pris comme points de repère l'axe qui supporte la fleur et la bractée à l'aisselle de laquelle elle a pris naissance. La projection se fait toujours en plaçant la bractée mère devant soi de telle façon que la partie postérieure de la fleur, qui avoisine l'axe, se trouve occuper le haut du dessin, la partie antérieure, voisine de la bractée, le bas. De là vient l'habitude de décrire comme supérieure la partie postérieure de la fleur ainsi disposée, et comme inférieure sa partie antérieure. Pour éviter les équivoques, on représente toujours la position de l'axe par un petit cercle

placé au-dessus du diagramme (*ax*, 1[iv], XXVIII); la bractée mère, que l'on sait être diamétralement opposée à l'axe, ne se figure ordinairement que lorsqu'elle est très développée et rapprochée de la fleur (*br*, 4, 4[vii], XXVIII).

Pour construire le diagramme d'une fleur dont tous les membres sont verticillés, on tracera sur un papier autant de cercles concentriques que la fleur possède de verticilles et l'on placera sur chaque cercle les parties du verticille qui lui correspond dans la fleur, en ayant soin de donner à ces parties la position exacte qu'elles présentent vis-à-vis de l'axe. On agencera les traits indicateurs du calice et de la corolle de façon qu'ils donnent la préfloraison de ces verticilles; l'on réunira les membres concrescents du même verticille par un trait léger (2[ix], XXVIII). Enfin, on s'efforcera de donner au dessin la configuration d'un des diagrammes de la planche XXVIII, ce qui se fera facilement si on a la *loi d'alternance* présente à la mémoire. On construira d'abord des diagrammes de Circée, de Liliacées (fig. 163), de fusain, de *Sedum rubens*, de *Limnanthes Douglasii*, dont les fleurs obéissent entièrement à cette loi. Plus tard, on s'adressera à des sujets où la loi d'alternance se trouve voilée ou altérée : les exemples de notre planche XXVIII ont été choisis dans le but de guider l'élève dans ces cas plus difficiles. Rappelons que ces divergences tirent leur origine de causes multiples : 1° de l'irrégularité du développement de certains verticilles (2[ix] XXVIII); 2° de l'atrophie d'une partie seulement d'un membre d'un verticille, de celle d'un (2[ix], XXVIII) ou de plusieurs (4[vii], XXVIII) et même de tous les membres de ce verticille 1[iv], (XXVIII); 3° de la métamorphose ascendante ou descendante de tout ou partie d'un verticille; 4° du dédoublement d'un organe à la suite duquel on rencontre plusieurs organes semblables à la place d'un seul (fig. 163); 5° de l'apparition des verticilles nouveaux entre des verticilles déjà formés (étamines externes des Géraniacées et Caryophyllées (3[x], XXVIII); 6° de la concrescence de deux ou plusieurs organes (lèvre supérieure de la corolle des Labiées : 2[ix] XXVIII); 7° de la répétition d'un verticille : calice des Crucifères, corolle des pavots.

La construction du diagramme devient plus difficile encore lorsque certains membres de la fleur, comprenant de nombreuses pièces, les disposent en spirale : il faut dans ce cas, pour arriver à un résultat satisfaisant, déterminer l'ordre phyllotaxique dans lequel se trouvent ces parties : ainsi chez les renoncules les pièces du calice et de la corolle sont dans l'ordre $\frac{2}{5}$, celles du gynécée et de l'androcée suivant le cycle $\frac{8}{21}$. La complication est extrême dans les Staphysagria et les aconits, cités par M. Van Tieghem, car on y voit les pièces du calice disposées dans le cycle $\frac{2}{5}$, celles de la

corolle dans le cycle $\frac{3}{8}$, les étamines se succéder en un ou deux cycles $\frac{8}{21}$ ou $\frac{13}{34}$, enfin trois ou cinq carpelles terminer la spirale.

On construit aussi des diagrammes d'inflorescences. Nous donnons comme exemples le diagramme d'un épillet de blé (fig. 164), et celui

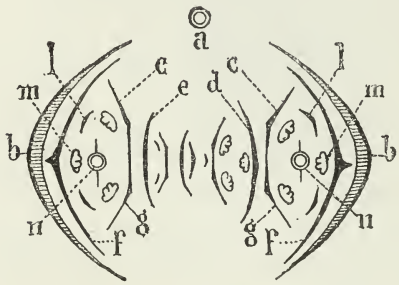


Fig. 164. — Diagramme d'un épillet de blé. *a*, axe de l'inflorescence; *b*, glumes; *c*, fleurs hermaphrodites; *d*, fleur mâle; *e*, fleurs asexuées; *f*, glumelles externes uninerviées; *g*, glumelles internes binerviées; *l*, glumellules; *m*, étamines; *n*, ovaire.

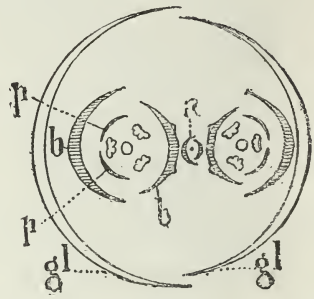


Fig. 165. — Diagramme d'un épillet d'avoine. Il contient deux fleurs hermaphrodites et une fleur asexuée. *gl*. glumes; *b*, glumelles; *p*, glumellules; *a*. fleur asexuée.

d'un épillet d'avoine (fig. 165). Ils sont orientés sur le rachis. On trouvera dans les légendes des indications suffisantes pour permettre leur intelligence et leur reproduction.

Si le diagramme exact a l'avantage d'indiquer nettement le nombre et la position des différentes pièces de la fleur, il ne donne par contre aucune indication sur l'insertion de ces pièces, la forme et l'orientation des ovules. En raison de l'intérêt considérable que présente la connaissance de ces faits on a l'habitude de joindre au diagramme, pour le compléter, la vue de l'intérieur d'une fleur, coupée longitudinalement selon un plan la divisant exactement en deux parties symétriques. La recherche de ce plan demande une certaine attention, car les fleurs *actinomorphes*, c'est-à-dire possédant plusieurs *plans de symétrie*, sont beaucoup plus rares qu'on ne le suppose au premier abord; la cause, peu évidente, tient à ce que le nombre des carpelles est souvent inférieur à celui des pièces des autres verticilles : un grand nombre de dicotylédones sont dans ce cas. Les plantes qui nous ont fourni des exemples de diagrammes types sont toutes actinomorphes : on rencontre 2 plans de symétrie chez la Circée dont la fleur est dimère; 3, chez les Liliacées (fig. 163), Amaryllidées, Iridées (1[iv], XXVII) où la fleur est trimère; 4, chez le fusain; 5, chez le *Sedum rubens*, le cresson fleuri. Les géraniums, les Lychnis et Cerastium ont

5 plans de symétrie bien qu'ils s'écartent de la loi d'alternance. Mais il est presque toujours possible, sauf dans des cas très rares (fleurs *asymétriques* des Canna, de la dauphinelle, de l'aconit (fig. 166), du nard indien), de trouver un plan qui divise la fleur en deux parties symétriques : lorsque ce plan est unique, la fleur est *zygomorphe*.

Trois de nos exemples de la planche XXVIII : le *Lamium purpureum*, 2, l'*Alsine media*, 3, l'*Orchis latifolia*, 4, sont zygomorphes. Le plan de symétrie est ici vertical, il partage la fleur en une moitié droite et une moitié gauche, il passe par l'axe et le milieu de la bractée ; ce cas est

Fig. 166. — Diagramme de la fleur de l'aconit d'après H. Baillon. Cette fleur ne possède point de plan de symétrie.

de beaucoup le plus fréquent ; on cite comme exceptions : le *Corydalis cava* qui possède un plan de symétrie transversal, séparant nettement les deux parties supérieure et inférieure de la fleur ; le marronnier, le sumac, le pétunia dont le plan de symétrie est incliné.

Toutes ces études se feront sous la loupe montée : l'analyse se fera en disséquant au besoin les verticilles les uns après les autres afin de les mettre en pleine lumière. Les opérations réclament toujours une dose assez considérable de patience, mais on arrive toujours néanmoins à un résultat satisfaisant avec des plantes fraîches. La difficulté est parfois grande avec les fleurs sèches et écrasées sortant de l'herbier ; il faudra manier l'inflorescence avec délicatesse pour ne point rompre l'attache de la fleur sur l'axe et conserver les moyens de l'orienter. On plongera l'inflorescence dans l'eau froide ou l'eau tiède et on la laissera s'imbiber également du liquide ; l'eau bouillante versée sur la plante agit plus rapidement, mais a l'inconvénient, en décolorant la fleur, de rendre certaines de ses parties moins visibles ; une pratique certainement préférable consiste à placer la plante dans une capsule de porcelaine et dans l'eau froide et à élever peu à peu la température du liquide, mais il demande une surveillance incessante pour ne pas dépasser le moment critique. L'emploi de l'eau seule permet la réintroduction de l'échantillon dans l'herbier ; si l'on pouvait sacrifier une partie

de celui-là, on la plongerait dans l'eau additionnée de 5 0/0 de glycérine : l'addition de ce corps permet de prolonger le travail sous la loupe sans craindre le dessèchement; de plus, elle communique plus de souplesse et de résistance aux parties fragiles, ce qui n'est pas à dédaigner.

On trouvera dans notre planche XXVIII autre chose que des diagrammes et des coupes médianes; c'est qu'en effet ces deux figures ne représentent que le minimum des *desiderata* du botaniste descripteur qui voudrait voir toutes les parties de la plante représentées : la chose n'est pas toujours facile comme pour le *Crocus vernus* (1-1^{iv}, XXVIII). En tous cas, on s'attachera plus particulièrement à la fleur dont on représentera au moins toutes les particularités remarquables si l'on ne peut reproduire un exemple de chacune de ses diverses parties ; le pollen, la forme, l'insertion, la direction des ovules ne seront point oubliés; la constitution interne de la graine a une grande importance. Pour ne point faire de répétitions inutiles, nous donnerons dans l'explication des planches tous les détails qui intéressent nos dessins. Nous espérons qu'ils seront suffisants pour indiquer la voie suivie par les botanistes descripteurs.

CRYPTOGAMES

1° CRYPTOGAMES VASCULAIRES.

Toutes les cryptogames vasculaires (Filicinées, Équisétinées, Lycopodinées) présentent dans leur reproduction des points d'une similitude telle que ce serait une faute de ne pas les réunir dans une étude commune. Toutes développent sur la plante feuillée de petits corps unicellulaires : les *spores* (fig. 167), qui, placées dans des conditions favorables d'humidité, de chaleur, d'aération, etc., germent et produisent un végétal minuscule : le *prothalle* (fig. 168), lequel porte les organes sexuels. Les prothalles peuvent être hermaphrodites ou unisexués. Les végétaux à prothalles hermaphrodites ne possèdent qu'une variété de spores : ils sont *isosporés* (l'exception fournie par les Equisetum est plus apparente que réelle ; elle peut s'expliquer par des perturbations inconnues dans le développement, puisque certains prothalles de ces plantes sont hermaphrodites); ceux qui ont des prothalles unisexués sont dits *hétérosporés*, car ils produisent des spores de deux dimensions différentes : les plus petites, *microspores*, donnent les prothalles mâles, les grosses, *macrospores*, les prothalles femelles (fig. 169). Les spores sont renfermées jusqu'à leur

maturité dans des sacs : *sporanges* ou *capsules* (fig. 170 et 171) qui

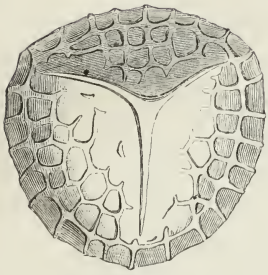


Fig. 167. — Spore de *Lycopodium clavatum.*

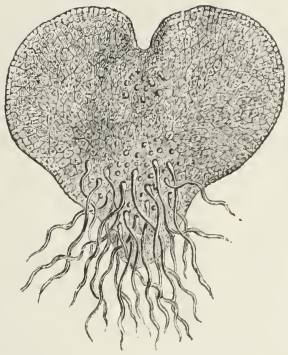


Fig. 168. — Prothalle adulte de l'*Aspidium Filix mas.*

Fig. 169. — Épi de *Selaginella inæqualifolia* coupé longitudinalement. Il porte à droite des macrosporanges, à gauche des microsporanges.

se déchirent à cette époque pour permettre la dissémination de leur contenu.

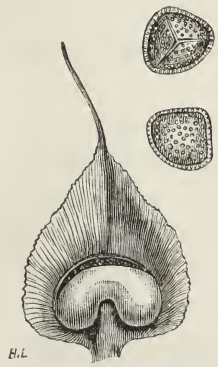


Fig. 170. — Bractée sporangifère et spores du *Lycopodium clavatum.*

Fig. 171. — Sporange d'*Aspidium Filix mas*, après la déhiscence.

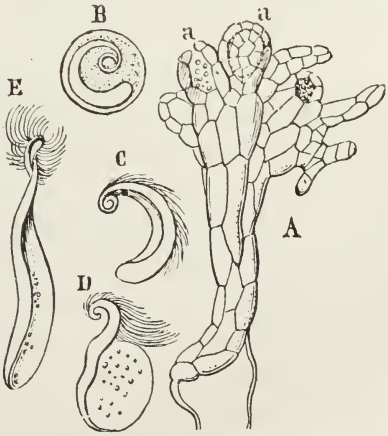


Fig. 172. — *Equisetum arvense.* A, prothalle mâle portant des anthéridies *a* ; B, C, D, E, anthérozoïdes à divers états (d'après Sachs).

Les sporanges ne renferment qu'une même variété de spores : les microspores sont logées dans des *microsporanges*, les macrospores dans des

macrosporanges. L'appareil mâle est l'*anthéridie* (fig. 172), les corps fécondants qui en dérivent portent le nom d'*anthérozoïdes ;* ces organismes correspondent au noyau mâle du grain de pollen et rappellent les spermatozoïdes des animaux par leur mobilité. L'appareil femelle est l'*archégone* (fig. 173 : *a*) ; la cellule femelle vierge est l'*oosphère* (fig. 174); fécondée, elle devient l'*œuf*. L'œuf se développe en plante feuillée (fig. 175

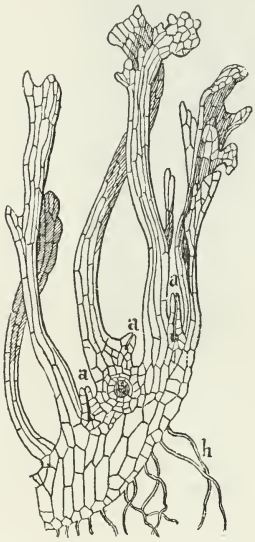


Fig. 173. — Coupe transversale du prothalle femelle de l'*Equisetum arvense* montrant les archégones *a*, et les poils rhizoïdes *h* (d'après Hofmeister).

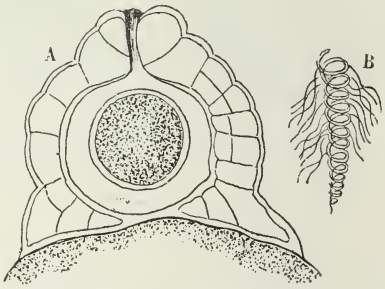


Fig. 174. — A, coupe longitudinale médiane de la partie supérieure d'un prothalle femelle de *Marsilia salvatrix* montrant l'archégone et l'oosphère. B, anthérozoïde de la même plante (d'après Hanstein).

et 176) génératrice des spores : il ne donne pas de graine. Nous sommes bien loin, morphologiquement parlant, des phanérogames.

Il est heureux de trouver une similitude aussi grande entre les plantes de cet embranchement, car il y en a peu parmi elles qui permettent d'observer facilement le cycle entier de leur végétation : le prothalle de beaucoup d'entre elles est si peu commun qu'il n'a été vu que par quelques savants, sur des cultures de spores, cultures que l'on ne conduit à bien qu'avec de grandes peines ; les insuccès sont plus fréquents que les réussites.

Le cadre de notre ouvrage ne nous permettant point d'aller aussi loin, nous nous bornerons à décrire les manipulations qui sont à la portée de tous : elles seront encore nombreuses et suffisantes pour faire connaissance avec ceux de ces organes que le botaniste doit avoir vus.

FILICINÉES.

Nous commençons de préférence par les FOUGÈRES dont on se procure assez facilement des prothalles. Ces plantes, en nous permettant de parcourir entièrement le cycle de la végétation d'une cryptogame vasculaire, nous fourniront un point de départ excellent.

Les sporanges des fougères sont portés ordinairement par la face infé-

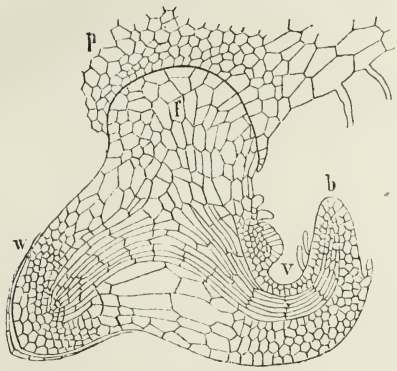


FIG. 175. — Plantule de *Pteris aquilina* provenant du développement de l'œuf: *p*, prothalle; *f*, pied; *w*, racine; *b*, sommet de la tige; *v*, feuille (d'après Hofmeister).

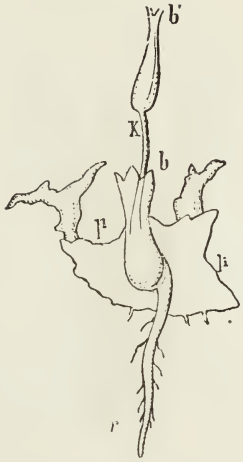


FIG. 176. — *Equisetum arvense*. Plantule provenant de l'œuf : *p*, prothalle; *k* tige; *b*, *b'*, gaines; *r*, racine (d'après Hofmeister).

FIG. 177. — Sores de l'*Aspidium Filix-mas*.

rieure de la fronde où elles se rassemblent, au-dessous des nervures, en petits groupes *de configuration variable*, appelés *sores*. Les sores sont tantôt placés symétriquement sur le milieu du limbe, des deux côtés de la nervure médiane (fig. 177, 178, 179), tantôt sur le bord (fig. 180), mais les sporanges peuvent former aussi une masse continue entourant la fronde d'une sorte de cadre, comme chez les Pteris, ou envahir, comme chez l'osmonde royale, tout ou partie de la lame qui disparaît laissant une sorte d'épi à sa place (fig. 181). Les sores sont tantôt nus (Polypodes), tantôt recouverts par une sorte de voile que l'on nomme *indusie* (1, XXX) lorsqu'il est constitué par un prolongement de l'épiderme, et *fausse indusie* quand il est formé soit par une émergence du limbe, soit par le bord de la feuille recourbé au-dessus des sores marginaux (fig. 2, XXX).

Toutes les capsules mûres ne se ressemblent point; les classificateurs s'appuient sur ce fait pour diviser les fougères en tribus; mais il ne faut pas oublier non plus que ces organes modifient leur aspect pendant leur formation : la chose est intéressante à noter, car on rencontre presque

Fig. 178. — *Scolopendrium officinale*. Une des frondes montre les sores.

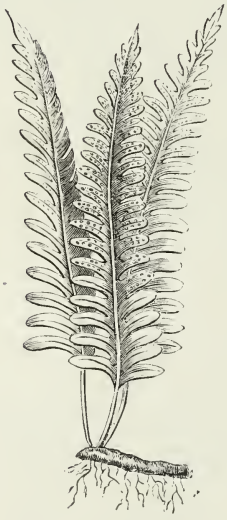


Fig. 179. — *Polypodium vulgare*. Les frondes vues par leur face inférieure montrent les sores.

Fig. 180. — Capillaire de Montpellier (*Adianthum Capillus Veneris*) à sores marginaux (d'après M. Marchand).

toujours au milieu des sporanges mûrs des capsules dont le développement n'est pas achevé ou bien s'est arrêté à des moments divers. La capsule dérive de l'épiderme qui, pour la former, développe d'abord un de ses éléments en forme de poil. La partie saillante s'isole en premier lieu par une cloison, puis se divise en deux cellules superposées. L'inférieure donne naissance chez les Polypodiacées, fougères les plus communes de nos contrées, à une double rangée d'éléments qui deviendra le pédicule du sporange (fig. 2, XXX, *a*). La supérieure va former la capsule : par un premier cloisonnement parallèle à la surface elle engendre les éléments primitifs de la paroi du sporange; cesé léments se multiplient par la suite, mais la paroi ne comprend jamais qu'un seul rang de cellules (*a*, 2, XXX) ;

par un nouveau cloisonnement rappelant le précédent, elle développe

Fig. 181. — Fronde fructifère de l'*Osmunda regalis*.

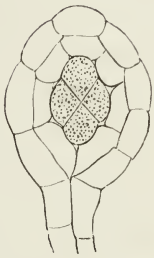


Fig. 182. — Sporange d'*Aspidium Filix mas* en voie de développement (Sachs).

Fig. 183. — Développement des spores de l'*Aspidium Filix mas* (Sachs).

ensuite, à la face interne de la membrane externe, une seconde couche de

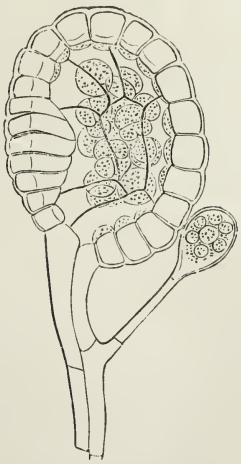


Fig. 184. — Sporange d'*Aspidium Filix mas* au moment de la formation de l'anneau. Il porte une glande sur son pédicule.

Fig. 185. — Capsule déhiscente d'une Osmondacée, le *Todea barbarea*.

cellules qui se désorganisera de bonne heure et servira à la nutrition et

à la mise en liberté des spores. La cellule médiane produira enfin, par bipartitions répétées (fig. 182), un massif de 16 cellules, d'où sortiront, par quadripartition de chacune d'elles, 64 spores (fig. 183). Ces spores deviendront bientôt indépendantes les unes des autres dans l'intérieur du sporange, et, au moment de leur maturité, se protégeront par une cuticule (*exospore*) de coloration foncée. La paroi du sac, qui était restée homogène jusqu'à ce moment (fig. 184 et 2, XXX, *b*), épaissira alors les parties profonde et latérales de certaines de ses cellules pour former l'appareil de déhiscence, que l'on nomme *anneau* (*an*, fig. 3, 4, 5, XXX): le dessèchement, en contractant plus fortement ces cellules, leur fera opérer une traction sur leurs voisines dont les parois peu résistantes finiront par céder sous l'effort et par se rompre. La direction de la ligne de déhiscence varie avec la disposition des cellules de l'anneau : elle est tranversale chez les Polypodiacées où l'anneau est vertical, en forme de cimier (3, XXX); elle est longitudinale chez les Osmondacées, où cet appareil est transversal (fig. 3, XXX et 185), et chez les Schizées, où il revêt la forme d'une calotte terminale avec prolongement latéral (Aneimia, fig. 4, XXX). Les spores sont mises en liberté par des mouvements dus à des alternatives de sécheresse et d'humidité. Ces petits corps sont ordinairement tétraédriques avec une face convexe; leur surface est relevée bien souvent de réticulations (3′, XXX), de papilles (5, XXX) disposées, parfois, sur une spire bien manifeste (4′, XXX), de membranes (fig. 183), etc...

Pour observer des sporanges de fougères en bon état, on recherchera des frondes portant des sores légèrement teintés de brun, en rejetant ceux dont la coloration est fortement accentuée, car ils ne fournissent que des capsules vides, en partie altérées. Il faudra le plus souvent soulever l'indusie pour juger de l'état des sporanges ; lorsque ceux-ci font saillie au dehors de leur organe protecteur, ils ont généralement dépassé le moment propice. On détachera les sporanges en faisant courir l'aiguille à cataracte sur les parties de l'épiderme qui supportent les sores, et on les portera immédiatement dans une goutte d'eau déposée sur le porte-objet. On attendra quelques minutes avant de recouvrir la préparation de la lamelle afin de permettre l'imbibition des cellules de l'anneau et le rapprochement des deux bords de la fente des sporanges déhiscents, pour que ceux-ci reprennent le faciès que l'on considère comme normal : celui qu'ils possèdent au moment où la déhiscence va s'opérer. Les sporanges se présenteront dans les positions les plus diverses : de face, de côté, de bas, de haut, etc. ; il faudra d'abord chercher la vue de côté qui montre à la fois l'anneau, les cellules à parois minces et la ligne de déhiscence, si elle existe. La glycérine concentrée, en raison de son avidité pour l'eau, maintient l'ouverture de la capsule béante et peut même provoquer la déhiscence des sporanges mûrs. On

pourra l'utiliser pour observer la mise en liberté des spores. Toutes les fois que l'on n'aura pas opéré sur des capsules trop âgées, on trouvera des spores mûres flottant librement dans le liquide de la préparation. Il faudra, le fait est intéressant au point de vue de la classification des fougères, observer des capsules prises dans plusieurs tribus différentes ; malheureusement les seules Polypodiacées sont fort communes en France, mais les serres et les jardins botaniques contiennent presque toutes des osmondes, des Alsophylla, des Aneimia, des Hymenophyllum, plantes qui ont des capsules dissemblables puisqu'elles appartiennent à des groupes distincts.

Il faudra faire des coupes transversales de fronde passant par le sore pour voir l'indusie, le mode d'attache et l'origine des sporanges, les relations de ces organes avec les faisceaux libéro-ligneux et l'épiderme de la fronde ; les précautions à prendre varieront avec la position et la direction des sores et le mode d'attache de l'indusie. Ainsi, on séparera les sores de la SCOLOPENDRE avec la partie de la fronde qui les entoure, en dirigeant les ciseaux parallèlement à la direction des nervures. On encastrera verticalement le lambeau dans la moelle de sureau afin d'obtenir des coupes transversales du sore (fig. 1, XXX). On traitera de même les Asplenium. Si le sore est marginal, on l'enlèvera encore avec un lambeau de fronde et on l'encastrera verticalement dans le sureau pour en obtenir des coupes transversales : les Pteris, qui rentrent dans ce cas, sont intéressants par la présence d'une fausse indusie (fig. 2, XXX). Les pinnules des Aspidium seront orientées dans la pince de sureau de façon que le rasoir puisse, en passant par le hile, diviser l'indusie réniforme en deux parties symétriques, ou bien suivre une direction diamétralement opposée; cela en raison du mode d'attache de l'indusie. Les sporanges sont réunis aux faisceaux libéro-ligneux chez l'*Aspidium Filixmas*, par un massif de trachéïdes (fig. 186). Les sores dont la plus grande partie des capsules ne sont point arrivées à maturité retiennent ces organes avec assez de force pour les empêcher de se détacher sous la pression du rasoir, ce qui permet de les observer en place; ils montrent en plus des capsules à différents états de développement. On éclaircira les préparations par la glycérine acétique que l'on portera, au besoin, à la température de l'ébullition.

On peut se procurer des prothalles de fougères, et d'une façon générale des prothalles de toutes les cryptogames vasculaires, en semant leurs spores mûres, aussitôt après leur récolte sur le végétal vivant, à la surface de pots contenant soit de la terre de bruyère, soit du sable fin, soit de la poussière de charbon de bois ou de la tourbe. Les pots seront placés dans une serre modérément éclairée, à la température de 25° environ, et seront recouverts d'une cloche pendant les premiers jours, puis d'une lame de verre maintenue à quelque distance au-dessus d'eux afin de protéger les cultures

contre les poussières et l'envahissement des parasites. Le sol devra être tenu constamment humide; si les pots sont de forme haute, on pourra les placer dans des soucoupes contenant une petite quantité d'eau. Les semis permettent de suivre toutes les phases de l'évolution : particulièrement la formation du *proembryon*, production filamenteuse, qui précède celle du prothalle, et d'agir sur des espèces bien déterminées; mais la germination se fait toujours attendre plusieurs semaines et parfois plusieurs mois, aussi

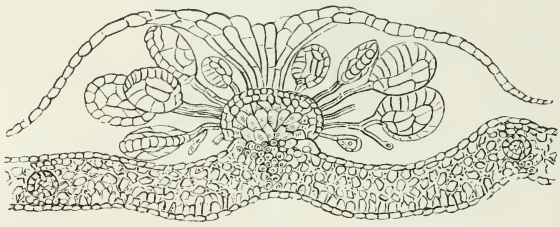


Fig. 186. — Coupe transversale d'une fronde d'*Aspidium Filix mas*, passant par un sore et le point d'attache de l'indusie réniforme.

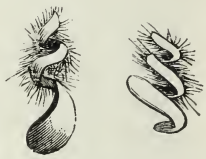


Fig. 187. — Anthérozoïdes de l'*Aspidium Filix mas.*

n'est-on jamais certain de l'époque où l'on pourra se livrer aux observations Il vaudra donc mieux, si l'on désire faire simplement connaissance avec les organes sexuels des fougères, se rendre dans une serre où l'on cultive ces plantes et y rechercher, sur le sol ou la surface des pots et aussi sur le sable dans lequel on place ceux-ci, des prothalles provenant de semis naturels : ce sont de petites membranes, diaphanes, d'un vert foncé, appliquées sur le sol où elles sont retenues par des poils rhizoïdes, parfois cordiformes (fig. 168), plus souvent échancrées à la façon de la samare de l'orme (fig. 6, XXX), de taille variable, mais ne dépassant pas ordinairement un centimètre de diamètre. Il faudra se donner garde de confondre les thalles du *Marchantia polymorpha* avec les prothalles des fougères : ces organes sont souvent mélangés ; on reconnaîtra les premiers à leurs cupules à bulbilles, à leur surface supérieure vert blanchâtre découpée en plaques losangiques, à leur face inférieure blanche, couverte d'un chevelu blanchâtre abondant; nous n'avons pas besoin d'insister sur les ombrelles qui portent les corps reproducteurs des Marchantia : l'erreur serait alors trop considérable.

En tous cas, on récoltera les prothalles en passant une lame de couteau au-dessous d'eux afin de n'altérer en rien leur face inférieure sur laquelle se trouvent les parties intéressantes. On les débarrassera avant tout de la terre qui les souille et l'on apportera à cette opération un soin tout particulier, car les grains de sable interposés entre le slide et le cover sont susceptibles d'empêcher l'emploi d'objectifs un peu puissants d'une part, et, d'autre part, de nuire à l'action du rasoir et par conséquent à

l'obtention de coupes satisfaisantes. On posera le prothalle à plat sur l'index gauche, la face supérieure tournée vers le haut; l'on sectionnera les poils rhizoïdes avec des ciseaux fins aussi près que possible de leur insertion, et on les fera tomber, avec le sable qu'ils retiennent, en brossant doucement avec un pinceau de blaireau le prothalle plongé dans une cuvette d'eau. On pourra recueillir quelques poils rhizoïdes et les monter dans l'eau : ils sont monocellulaires et ne présentent pas de particularités intéressantes.

Le prothalle, *p* (fig. 6, XXX), est membraneux, formé d'une seule assise de cellules sur les bords, massif, renflé en *coussinet*, *co*, en son milieu, là où s'insèrent les poils rhizoïdes. Les anthéridies, *an*, qui se forment de bonne heure, se trouvent dans la partie du coussinet la plus ancienne, avoisinant la partie acuminée du prothalle, suite du proembryon. Les archégones, *ar*, qui se développent plus tard que les anthéridies, sont localisés dans la partie jeune du coussinet, voisine de l'échancrure supérieure du prothalle, au fond de laquelle se trouve le point végétatif de la plante. La configuration des *anthéridies* est un peu variable : on a déjà reconnu des différences spécifiques; il en existe peut-être dans la même espèce (comparez *a* à *b*, fig. 12, pl. XXX). Dans l'état le plus simple, c'est une cellule sphérique, sorte de poil court, proéminent au-dessus de la surface, dont le contenu (protoplasma et noyau) se divise, à un moment donné, en un grand nombre de petits éléments qui deviendront des anthérozoïdes (pl. XXX, fig. 12, *b*,) contournés en tire-bouchon et portant dans leur partie la plus mince de nombreux cils (fig. 187); mais, le plus souvent, l'appareil est plus compliqué, car cette cellule, avant de produire les anthérozoïdes, se cloisonne de façon à se créer extérieurement une membrane protectrice : celle-ci comprend ordinairement trois cellules chlorophylliennes, dissemblables et assez singulières (fig. 12, XXX, *a*) puisque l'inférieure a la forme d'un entonnoir, la médiane, *p*, celle d'un cylindre et que la supérieure ressemble à une calotte. On voit dans certains cas plus simples (*b*, 12, XXX) la cellule en entonnoir se former seule ; par contre, dans certaines espèces, on rencontre 2 ou 3 assises de cellules dans la paroi.

L'*archégone* mûr (fig. 9, pl. XXX) rappelle assez bien un petit puits, ou mieux un petit ballon à col fort épais; jeune (fig. 8, XXX), il comprend une file médiane de cellules protégée par une membrane en forme de cloche constituée par quatre assises de cellules superposées, renfermant chacune quatre éléments. Parmi les cellules de la rangée médiane, l'inférieure est la plus importante : c'est l'*oosphère* (*o*, fig. 8), les autres, appelées *cellules du canal*, *c*, se gélifient de bonne heure, et, lorsqu'elles se trouvent au contact de l'eau, se gonflent et déterminent l'écartement des cellules supérieures de la cloche, amenant ainsi la formation d'un canal qui met 'oosphère en communication directe avec l'extérieur, car la partie de la

paroi de cet élément qui fait face au canal participe également à la gélification. Une portion du mucilage s'échappe au dehors et se répand autour de l'orifice du canal, l'autre reste dans le canal : il guide les anthérozoïdes vers l'oosphère.

On peut suivre deux méthodes différentes pour étudier le prothalle. La première est plus rapide, plus certaine, mais ne fournit pas des renseignements aussi complets : elle repose sur ce fait que les organes sexuels étant superficiels, ils peuvent être observés en place, sans autre précaution que de monter dans l'eau le prothalle, débarrassé de la terre et de ses poils rhizoïdes, la face inférieure tournée vers l'objectif. Les organes seront recherchés sur le coussinet avec un grossissement de 300 diamètres ; étant vus de haut, ils ont ainsi une apparence qu'il faut décrire : les anthéridies non déhiscentes se projettent comme des verres de montre renversés (*a*, *b*, fig. 11, pl. XXX) remplis plus ou moins complètement de petites cellules grisâtres : les cellules mères des anthérozoïdes ; déhiscentes, elles sont blanchâtres et leur paroi supérieure montre une étoile irrégulière, *c*, projection de l'orifice de sortie des anthérozoïdes. Les archégones (fig. 7, XXX) ne montrent le plus souvent que les quatre cellules supérieures du col et l'orifice quadrangulaire du canal ; cependant, lorsque cet organe est âgé et commence à se flétrir, il laisse apercevoir assez distinctement le canal et la chambre habitée par l'oosphère, car ces parties teintent alors leur paroi de brun et se détachent nettement sur les éléments voisins, même à travers plusieurs assises de cellules. En tous cas, la présence de quatre cellules autour de l'orifice du canal empêchera la confusion, que commettent souvent les débutants, entre les archégones et les anthéridies déhiscentes.

On obtiendra des résultats plus satisfaisants de coupes transversales du coussinet, parallèles au plan de symétrie du prothalle, plan qui renferme ordinairement le point végétatif et l'extrémité la plus âgée de l'organe et qui passe aussi par le siège des anthéridies et celui des archégones. On encastrera les prothalles dans la pince de sureau en leur donnant l'orientation convenable ; leur face inférieure sera entamée en premier lieu. Les coupes seront montées immédiatement dans l'eau sur le cover et étudiées avec un grossissement de 300 diamètres. Les anthéridies et les archégones seront vus alors de côté, en entier, tels que nous les avons décrits et que les représentent les figures 8, 9, 12 de la planche XXX. Les archégones âgés et un peu flétris, ayant échappé à la fécondation, se distinguent mieux que ceux qui sont en bon état, en raison de leur coloration brune ; le débutant les recherchera d'abord dans la partie médiane du coussinet, car ils lui donneront des idées bien nettes sur la forme et le volume des archégones jeunes qui seront retrouvés ensuite plus facilement dans le voisinage du point végétatif. On assiste parfois, lorsque les anthéridies arrivent au

contact de l'eau après avoir un peu souffert du manque de ce liquide, à la rupture de l'un de ces organes et à la mise en liberté des anthérozoïdes. Ceux-ci s'élancent aussitôt dans le liquide et le parcourent en tous sens avec une rapidité telle qu'on ne pourrait les observer qu'après une demi-heure environ, moment où ils commencent à se calmer, si l'on ne pouvait les fixer par le réactif iodé-ioduré; on les aperçoit alors teints en jaune, mais le grossissement de 300 diamètres les laisse seulement deviner (fig. 10, XXX): il faut une amplification de 1000 diamètres, l'éclairage Abbé et un objectif à immersion pour en distinguer tous les détails que reproduit notre figure 187.

On rencontre souvent des prothalles fécondés portant une plantule (fig. 13, XXX). Ces deux végétaux sont intimement unis par une production spéciale aux cryptogames: le *pied* (*f*, fig. 175), partie de la plantule implantée dans l'archégone hypertrophié et considérablement distendu. La racine, *w*, et la tige, *b*, s'insèrent sur le côté libre du pied et se contournent de bonne heure, l'une pour s'enfoncer en terre, l'autre pour se diriger vers le soleil. La loupe permet d'observer l'union des deux végétaux, mais les coupes longitudinales de la plantule passant par le pied peuvent seules donner une bonne idée de cet organe.

Les Marattioidées se distinguent des autres fougères par le siège de la formation de leurs spores qui semblent dériver du parenchyme de la fronde. En réalité, l'écart n'est pas aussi sensible, car leurs sporanges proviennent encore de l'épiderme qui, au lieu de donner naissance à des productions rappelant les poils, se segmente au-dessus des nervures pour constituer des massifs de forme déterminée, proéminents plus ou moins à la surface, dont les cellules médianes deviennent les génératrices des spores.

Chez les Marattiacées, les sporanges sont placés à la face inférieure des frondes; ils peuvent s'étudier facilement au moyen de coupes transversales (fig. 188).

Chez les Ophioglossées, les sporanges sont portés par une lame liguliforme, parallèle au plan de la fronde (fig. 189 et 190.) L'*Ophioglossum vulgatum*, que l'on se procure facilement, nous servira d'exemple pour ce groupe. Les sporanges forment là une sorte d'épi; ils sont sphériques et disposés sur les bords de la feuille fertile en deux séries rectilignes (fig. 191, *s*, et 19, XXX, *lg*); ils s'ouvrent à maturité par une déchirure transversale de la région médiane du sac et permettent ainsi la dissémination des spores réticulées qu'ils renferment (fig. 21, XXX). L'axe de l'épi est parcouru de bas en haut par trois faisceaux libéro-ligneux qui envoient des rameaux dans les planchers des sporanges et présentent aussi des anastomoses entre eux. Des coupes transversales de l'épi montreront non seulement ces choses, mais aussi (fig. 19 et 20, pl. XXX): 1° que les cellules de l'épiderme qui protègent la

partie médiane des sporanges sont plus allongées que celles qui recouvrent l'axe de l'épi ; 2° que la paroi des sporanges est formée en tous points par plusieurs assises d'éléments ; 3° que toutes les cellules de l'épi ont des

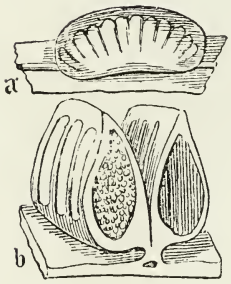


Fig. 188. — *Marattia cicutæfolia.* *a*, sporange entier ; *b*, sporange ouvert.

Fig. 189. — *Botrychium lunaria* (Ophioglossées).

Fig. 190. — *Ophioglossum vulgatum.*

parois minces ; 4° que les faisceaux ligneux et libériens sont assez grêles et ne comprennent chacun qu'une dizaine d'éléments conducteurs.

HYDROPTÉRIDES.

Ces végétaux sont hétérosporés. Leurs sporanges se rassemblent toujours en grand nombre dans des conceptacles appelés *sporocarpes*, mais dans une des deux tribus de cette famille, celle des Marsiliacées, ces organes contiennent à la fois des microsporanges et des macrosporanges, dans l'autre, celle des Salviniées, ils ne renferment jamais que l'une ou l'autre variété de spores.

Nous étudierons les sporocarpes des types de ces deux tribus.

Les sporocarpes du *Marsilia quadrifolia* (fig. 22, XXX) sont pédiculés, portés par la base de la fronde (fig. 192), verts, puis bruns, enfin noirs à maturité, mais cette coloration est voilée en partie par celle de poils bru-

nâtres, soyeux, pluricellulaires et en navette, qui recouvrent totalement les fruits. Leur forme est celle d'un légume.

Si l'on ne tient pas à entrer dans tous les détails de leur constitution, on prendra l'un d'eux et on le fendra longitudinalement en deux parties symétriques.

L'inspection à la loupe des surfaces mises à nu montrera qu'au-dessous

Fig. 191. — Coupe longitudinale de l'épi d'*Ophioglossum vulgatum : s*, sporange ; *g*, faisceaux libéro-ligneux.

Fig. 192. — *Marsilia quadrifolia*, portion du végétal montrant tous ses membres.

Fig. 193. — Un des sacs du *Marsilia quadrifolia* isolé et montrant les macrosporanges, *ma*, et les microsporanges, *mi*.

de la paroi ligneuse du fruit se trouve une sorte de cadre diaphane, jaune verdâtre, d'apparence cornée, constitué en réalité par un tissu gélifié, sur lequel s'insèrent une vingtaine de sacs, superposés, pressés les uns contre les autres, et divisés en deux séries parallèles (fig. 23, XXX). Dans chacun de ces sacs se rencontrent des corps de dimensions différentes ; les plus gros d'un blanc nacré sont les macrosporanges, ils sont ordinairement en ligne dans la partie médiane du sac (*ma*, fig. 193, et 23, XXX) ; les autres sont les microsporanges. On enlèvera ensuite avec l'aiguille à cataracte quelques sporanges de chaque sorte et on les portera sous le microscope, montés dans la glycérine. Les macrosporanges (*ma*, fig. 24, XXX) ne contiennent qu'une seule macrospore volumineuse, ovoïde, terminée à une de ses extrémités par une papille dans laquelle se formera l'archégone unique que porte le prothalle femelle (fig. 174). Les microsporanges (*mi*, 24, XXX)

renferment normalement soixante-quatre microspores, mais l'avortement d'une partie de ceux-ci en diminue parfois le nombre d'une façon sensible.

Les micro- et les macrospores entrent en liberté par déchirure de leur sporange. Semées dans l'eau, elles germeraient de suite. Douze ou dix-huit heures suffiraient pour le développement complet des prothalles. La rapidité du phénomène rend cette culture intéressante; elle peut se faire dans un verre de montre et mieux dans la chambre à culture. Le travail est fort simple ici ; il se réduit chez les microspores au développement d'une cellule prothallienne et de deux cellules génératrices d'anthérozoïdes, produisant chacune seize de ces petits organes qui sont fortement contournés en spirale (fig. 194). Dans la macrospore, la papille s'isole et produit un prothalle de quelques cellules au milieu desquelles se différencie l'archégone (fig. 174).

Le naturaliste qui aura le loisir d'observer la germination des spores du Marsilia pourra assister également à la dissémination des sporanges de ce végétal. Le phénomène réclame encore plusieurs heures, mais il est d'autant plus intéressant que son observation complétera l'étude du sporocarpe et en donnera une idée plus exacte. On choisira un fruit mûr, présentant, s'il est possible, une fente sur son arête ventrale ; si aucun échantillon ne se présentait en cet état, on userait un point de cette arête avec une lime fine afin de mettre en évidence un point du cadre gélatineux, sans altérer cependant celui-ci. On placera ensuite le sporocarpe dans un verre de montre avec assez d'eau pour que le liquide puisse atteindre la fente et gonfler le mucilage qui se trouve dans son intérieur. Après quelque temps, le conceptacle turgide se déchirera longitudinalement à la façon d'un follicule et par la fente sortira un bourrelet gélatineux, en forme d'anneau, rattaché à la paroi par ses deux extrémités. Ce bourrelet, qui n'est autre que le cadre corné dont nous avons parlé, fait de plus en plus saillie vers l'extérieur ; il entraîne avec lui les loges, véritables sores, qui ont rompu leur adhérence avec la partie dorsale du sporocarpe. L'anneau se brise ensuite à une de ses extrémités, il s'étale dans le liquide et, en s'allongeant d'une façon considérable, il isole les loges les unes des autres (fig. 195). On peut alors prendre une de celles-ci, la porter dans l'eau sous le microscope et l'observer avec un faible grossissement. Chacune d'elles est constituée par une assise de cellules et porte, sur une sorte de placenta médian, une série centrale de 4-6 macrosporanges et sur les côtés un nombre beaucoup plus grand de microsporanges (fig. 193). Le sore abandonné dans l'eau ne tarde pas à se déchirer, et les sporanges apparaissent entourés par une masse gélatineuse qui les retient encore fixés à une petite distance les uns des autres (fig. 24, XXX).

Le *Salvinia natans* est une petite plante flottante des eaux stagnantes du

Midi (fig. 196). Elle est composée d'une tige portant des feuilles verticillées par trois, dont les deux supérieures émergées ont le port des feuilles ordinaires, tandis que la troisième submergée, réduite à des lobes radiciformes, donne naissance pendant la saison chaude, par modification de certaines de ses parties, à un groupe de 4-8 sporocarpes sphériques, de

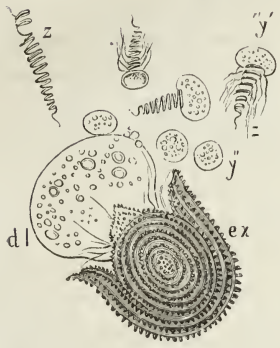


Fig. 194. — Prothalle mâle de *Marsilia salvatrix* laissant échapper ses anthérozoïdes (Sachs).

Fig. 195. — Fruit mûr de *Marsilia salvatrix* après action de l'eau : *sch*, ligne de scission des valves ; *g*, cadre gélatineux ayant rompu l'une de ses attaches pour permettre la dissémination des sporanges *sr* (Sachs).

Fig. 196. — Portion de *Salvinia natans* montrant la disposition des membres de ce végétal.

la taille d'un pois, relevés d'une dizaine de côtes et portant quelques poils unisériés tous orientés vers le pôle libre (fig. 14, XXX). Ces sporocarpes se ressemblent tous extérieurement, bien que certains d'entre eux ne contiennent que des microsporanges, les autres des macrosporanges; les premiers étant beaucoup plus nombreux que les seconds, il faudra toujours avoir plusieurs sporocarpes à sa disposition pour être à peu près certain d'en posséder des deux sortes. Si l'on vient à fendre longitudinalement en deux parties symétriques un de ces conceptacles, on y distingue facilement, à la loupe, une colonnette médiane, sorte de placenta central, la *columelle*, support des sporanges, et une paroi qui semble formée par deux membranes placées à une certaine distance l'une de l'autre. Pour étudier la columelle et les sporanges, on enlèvera la paroi d'un sporocarpe avec les ciseaux et l'on portera la partie centrale dans la glycérine et on l'examinera au microscope d'abord avec un grossissement faible pour juger de la disposition des parties, puis avec une amplification de 250 diamètres pour observer la struc-

ture des sporanges. La columelle qui supporte les microsporanges se divise au sommet pour donner insertion à l'extrémité de ses rameaux à un nombre assez grand de ces organes (fig. 15, XXX); ceux-ci sont reconnaissables (fig. 16, XXX) à leur taille assez faible, à leur pédicule formé par une file de cellules et leur coloration (atténuée avec intention dans le dessin) assez foncée pour voiler non seulement le contenu du sporange, mais aussi la constitution de la paroi. La potasse permet, en atténuant la teinte des microsporanges, d'observer les éléments de la paroi. La columelle, support des macrosporanges, se termine par une tête arrondie et ne donne insertion qu'à un nombre assez restreint de ces corps (fig. 17, XXX). Les macrosporanges peuvent atteindre un quart de millimètre (fig. 18, XXX) ; ils sont elliptiques ; leur pédicule montre des cellules disposées sur plusieurs rangs ; enfin, ils ne renferment qu'une grosse macrospore terminée par une papille à une de ses extrémités (fig. 197).

Pour observer la constitution de la paroi du sporocarpe, on encastrera un de ceux-ci dans la moelle de sureau, en l'orientant de façon à obtenir des coupes transversales perpendiculaires à la ligne des pôles. Les fruits se trouvant aplatis par cette manipulation, on rendra aux éléments des coupes leur position naturelle en les projetant dans l'eau. On les montera ensuite dans le même véhicule et on les examinera au microscope. La paroi est formée par deux assises de cellules placées à une certaine distance l'une de l'autre, mais réunies entre elles, dans le fond des vallécules, par des cloisons verticales d'une seule épaisseur de cellules qui limitent ainsi autant de canaux aérifères que le sporocarpe possède de côtes.

LYCOPODIACÉES.

Les végétaux de cette classe sont les uns isosporés, les autres hétérosporés.

Nous prendrons pour exemple des premiers le *Lycopodium clavatum* (fig. 198), plante vivace présentant des rameaux stériles couchés et des rameaux fertiles, généralement divisés au sommet pour porter deux épis constitués par de petites feuilles terminées par une longue soie (fig. 30, XXX et 170). Chacune de ces feuilles porte sur sa face supérieure un sporange allongé qui s'ouvre transversalement à maturité pour laisser échapper des spores réticulées, tétraédriques avec une face courbe (fig. 31, XXX et 167). Il suffit, pour constater ces faits, de détacher une de ces feuilles et de la monter dans l'eau ou la glycérine, la face supérieure tournée vers l'objectif; on l'étudiera d'abord avec un grossissement très faible afin de distinguer entièrement le sporange, ses relations avec l'écaille et son mode de déhiscence, puis avec une amplification de 300 diamètres au

moins pour étudier les spores. Ces dernières sont toutes semblables et le lycopode des pharmacies, monté dans l'eau à la façon des fécules, pourra servir à leur observation. Il faut remarquer que cette substance est parfois falsifiée avec des pollens d'Abiétinées (fig. 8, XXVII), de typha (fig. 32,

Fig. 198. — *Lycopodium clavatum.*

Fig. 197. — Groupe de sporocarpes de *Salvinia natans* coupés longitudinalement : *i*,*i*, renferment des microsporanges ; *a*, des macrosporanges.

XXVI) ou même d'autres espèces. L'aspect tout particulier des spores de lycopode rend la confusion impossible et la fraude facile à constater.

Chez les sélaginelles, qui sont hétérosporées, les sporanges sont disposés comme chez les lycopodes ; ils ont la même forme, mais tandis que certains, les macrosporanges, ne contiennent que quatre grosses spores jaunâtres, presque arrondies : les macrospores (fig. 28 et 29, XXX), d'autres, les microsporanges, renferment un nombre assez considérable de petits corps sphériques rougeâtres : les microspores (fig. 26, 27, XXX). Les rameaux fructifères sont petits, verts, et, à cause de cela, se perdent au milieu des rameaux stériles. On les reconnaîtra à ce que leurs feuilles sont toutes semblables, pressées les unes contre les autres (*rf*, fig. 25, XXX) de façon à constituer une sorte d'épi, tandis que dans les rameaux stériles (*rs*, même figure), les feuilles disposées sur quatre lignes se divisent en deux groupes : l'inférieur qui renferme toutes les feuilles des deux rangées tournées vers le sol est constitué par des éléments larges, le supérieur comprenant les deux rangées supérieures ne se compose que de feuilles beaucoup plus étroites, non pas éparses comme les montre la figure, mais nettement disposées sur deux rangs.

Les macrosporanges sont généralement beaucoup moins nombreux que les microsporanges ; on les rencontre le plus souvent sur les feuilles inférieures de l'épi, mais il y a des exceptions à la règle, témoin l'épi de *Selaginella inæqualifolia* représenté dans la figure 169 dans leque

toutes les feuilles de droite portent des macrosporanges, toutes celles de gauche des microsporanges.

La récolte des spores peut se faire en renfermant dans un sac pendant quelques jours des épis mûrs. Le mélange de micro- et de macrospores ainsi obtenu étant semé et cultivé, comme nous l'avons dit plus haut, sur de la terre de bruyère ou de la poussière de charbon de bois, donne, après

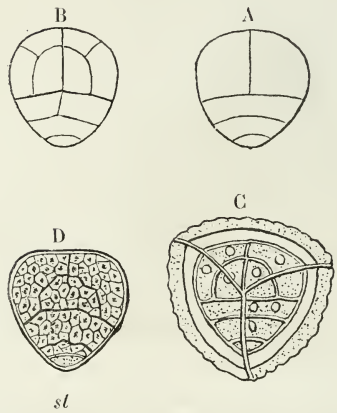


Fig. 199. — Développement du prothalle mâle de *Selaginella caulescens*. En D les cellules mères des anthérozoïdes sont mûres ; *st*, cellule stérile (Pfeffer).

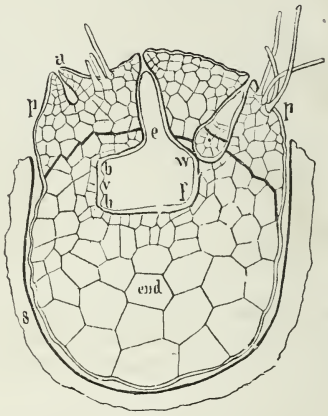


Fig. 200. — Coupe longitudinale de la microspore germée de *Selaginella Martensii* : *p*, prothalle ; *end*, endosperme ; *s*, exospore déchirée. Sur les trois archégones que montre le prothalle, deux sont fécondés (d'après Pfeffer).

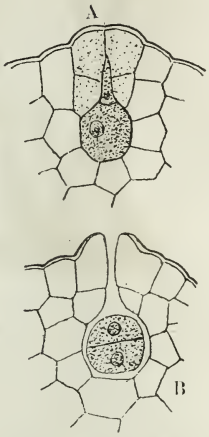


Fig. 201. — *Selaginella Martensii*. A, archégone en voie de développement ; B, archégone fécondé ; l'œuf est divisé (Pfeffer).

deux mois de soins environ, des prothalles mâles et femelles. Les premiers fort petits (fig. 199) restent inclus dans la microspore jusqu'au moment de la mise en liberté des anthérozoïdes ; pour les former, les microspores se divisent d'abord en une petite cellule prothallienne et une grande cellule qui, en se divisant un grand nombre de fois, produit les cellules mères des anthérozoïdes. Le travail est plus considérable dans la mascrospore (fig. 200) ; il se développe d'abord au sommet de celle-ci, vers la pointe du tétraèdre, un massif cellulaire, le *prothalle*, *p*, puis plus bas, dans le corps même de la macrospore, un autre tissu, bien distinct du premier, l'*endosperme*, *end*, sorte d'albumen ; cette formation amène la rupture de la macrospore selon les angles dièdres du sommet du tétraèdre. A la suite, les archégones, qui avaient pris naissance dans les cellules superficielles du prothalle, entrent en liberté et s'apprêtent à la fécondation. Chacun d'eux comprend (fig. 201), une oosphère, un col formé par deux assises de cellules superposées et enfin une cellule du canal qui amène l'ouverture du col par

sa pression et permet par sa désorganisation l'arrivée de l'anthérozoïde jusqu'à l'oosphère.

ÉQUISÉTACÉES.

Les sporanges des Equisetum sont groupés dans des sortes d'*épis* terminant des rameaux qui se distinguent encore, parfois, des rameaux stériles par l'absence de feuilles ou une coloration spéciale (fig. 202). Les épis sont constitués par des écailles, *clypéoles ou écussons* (*ec*, fig. 32, 33,

Fig. 202. — *Equisetum sylvaticum* (d'après M. Marchand).

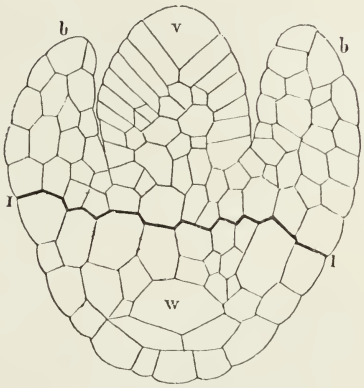


Fig. 203 *bis*. — Coupe longitudinale d'un embryon d'*Equisetum arvense* montrant l'initiale de la tige *v*, celle de la racine *w* et les deux premières feuilles *b* (Sadebeck).

Fig. 203. — Épi d'*Equisetum arvense* dont les clypéoles inférieurs sont mûrs.

XXX), hexagonales, rattachées à l'axe par un pédicule, *pd*, s'insérant à angle droit sur la tige. Ces écailles portent sur leur face inférieure six à dix *sporanges* allongés *sp*, dont la paroi formée par une assise unique de cellules spiralées (fig. 36, XXX) se déchire longitudinalement, de haut en bas, par sa face interne (fig. 33, XXX), pour laisser échapper des spores

très remarquables (fig. 34, 35, XXX) portant des organes de dissémination, appelés *élatères*, composés de deux filaments élargis aux extrémités, disposés en croix et fixés par leur milieu à la spore. Ces productions ne sont autre chose que la plus externe des trois membranes de la spore qui s'isole partiellement à l'époque de la maturité en se découpant en spirales.

Les élatères sont fort hygrométriques : elles s'enroulent autour de la spore sous l'influence de l'humidité (fig. 34, XXX) et se déroulent en se desséchant (fig. 36, XXX). La spore entraînée se déplace à chaque mouvement des élatères. La maturation de l'épi est progressive, les sporanges inférieurs entrent les premiers en déhiscence et l'on voit les clypéoles, primitivement pressés les uns contre les autres, s'isoler successivement afin de permettre la chute des spores (fig. 203).

Pour observer ces choses, on prendra sur un épi incomplètement mûr, au milieu des clypéoles pressés, un écusson encore jeune et on l'étudiera à la loupe en le laissant d'abord entier, puis, après l'avoir fendu longitudinalement en deux parties symétriques (fig. 32 et 33, XXX). Ces manipulations montreront les différentes parties du clypéole. Sur un second écusson, privé d'adhérence avec ses congénères, on cherchera de la même manière la ligne de déhiscence des sporanges (fig. 33, XXX). Enlevant ensuite avec les ciseaux la paroi de l'un de ces sporanges, on l'étalera sur un porte-objet et, la montant dans l'eau ou la glycérine, on l'observera au microscope (fig. 36, XXX). Enfin, recueillant quelques spores, on les placera sur un slide et on les étudiera ainsi, librement exposées à l'air, sans le secours d'un véhicule et avec un grossissement de 60 diamètres environ. Dans ces conditions, les élatères se présenteront étalées (fig. 35, XXX), mais si l'on vient à insuffler de l'haleine sur le slide, en agissant avec précaution pour ne point chasser l'objet, on verra les bras s'enrouler autour de la spore (fig. 34, XXX), puis, quelques instants après, ceux-ci reprendre leur position primitive. Cette expérience peut se répéter un nombre indéfini de fois.

Certains auteurs admettent, mais le fait est controversé, que les élatères servent moins à la dissémination des spores qu'à leur rapprochement et à leur union par l'enchevêtrement des bras, union qui aurait pour conséquence le développement de plusieurs prothalles au contact les uns des autres, car les spores, malgré leur similitude morphologique, ne donnent que rarement naissance à des prothalles hermaphrodites. Ces corps doivent être semés aussitôt après leur maturité dans un sol humide ; ils germent tout de suite et donnent naissance à des prothalles rameux, foliacés, fixés au sol par des poils rhizoïdes comme ceux des Fougères. Les prothalles mâles n'ont que quelques millimètres de longueur, ils portent les anthéridies au sommet de leurs rameaux (fig. 172). Les prothalles femelles peuvent atteindre 2 centimètres; ils portent les archégones à la base de leurs rameaux (fig. 173).

Les prothalles mâles peuvent être vus directement dans l'eau; les prothalles femelles seront coupés longitudinalement. Les prothalles hermaphrodites sont des accidents; ils sont dus au développement sur un prothalle de sexe donné d'organes générateurs de sexe opposé. L'œuf fécondé se développe comme celui des Fougères fournissant une plantule composée d'un pied, d'une racine, d'une tige et de feuilles (fig. 176 et 203 *bis*).

2° MUSCINÉES.

La reproduction se fait encore en deux temps chez les Muscinées, mais les anthéridies et les archégones sont portés ici par la plante feuillée. L'œuf donne naissance à un fruit, le *sporogone*, dans lequel se trouvent des spores qui, mises à germer, produisent un appareil ordinairement filamenteux, le *protonema*, à la surface duquel bourgeonnent les plantes feuillées, (fig. 204). Ces végétaux se multiplient encore par gemmiparité au moyen de

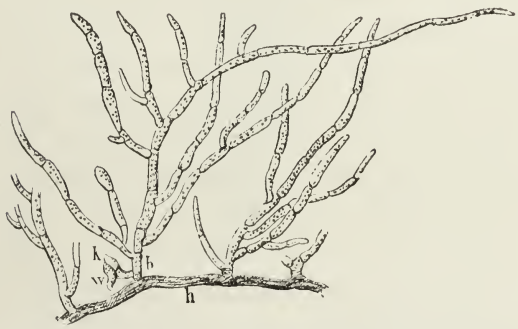


Fig. 204. — Prothalle du *Funaria hygrometrica* (Sachs).

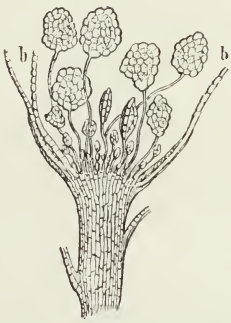


Fig. 205. — Sommet de la tige du *Tetraphis pellucida* portant des propagules pédicellés, *b*, *b* (Sachs).

petits corps appelés propagules (fig. 205). Nous prendrons un exemple dans les deux familles qui constituent cette classe : les Mousses et les Hépatiques.

Mousses. — Les organes sexuels des mousses sont toujours placés à l'extrémité de rameaux au milieu de feuilles dont l'ensemble constitue le *périchèze*. Archégones et anthéridies sont parfois rapprochés dans la même enveloppe; souvent aussi ils occupent le sommet de rameaux distincts.

Rien n'est plus facile que l'observation des *anthéridies* et des *anthérozoïdes* des mousses si l'on veut s'adresser aux Polytrichum ou aux Mnium. Chez ces plantes, les rameaux sont unisexués, mais les feuilles de l'enveloppe florale mâle ou *périgone* se distinguent nettement des feuilles ordinaires par leur forme plus courte, leur groupement en calice et aussi, chez

les Polytrichum, par leur coloration rouge, ce qui fait regarder parfois leur ensemble comme une fleur (fig. 1, 1′, XXXI). Les anthéridies se trouvent dans cette cupule mêlés à des poils droits ou terminés en raquette que l'on nomme *paraphyses* (fig. 2 et 3, XXXI). Pour isoler ces organes, on saisira une fleur entre le pouce et l'index de la main gauche, et, l'ayant immobilisée, on la videra de son contenu au moyen de l'aiguille à cataracte à laquelle on imprimera un mouvement circulaire de façon à sectionner tous les organes par leur base. On jettera le produit sur le slide portant une goutte d'eau et on l'observera avec une amplification de 50 diamètres. On distinguera nettement ainsi les anthéridies (*a*, fig. 2, XXXI), sacs allongés, elliptiques, des paraphyses, *p*. La paroi des anthéridies est formée par une seule assise de cellules d'abord toutes semblables ; mais, lorsque vient l'époque de la déhiscence, les cellules supérieures, *g*, gélifient leur paroi pour permettre la sortie des anthérozoïdes. Ceux-ci sont très nombreux ; ils tirent leur origine de cellules arrondies pressées les unes contre les autres, et ils se présentent dans ces cellules contournés en anneau ou en spire et appliqués contre la paroi. Il est rare de ne pas rencontrer dans la préparation quelque anthéridie brisée laissant échapper son contenu. Si celui-ci est arrivé à maturité, il montrera très distinctement avec une amplification de 4 à 500 diamètres les anthérozoïdes tournant avec rapidité dans leur cellule mère ; l'on pourra même voir ces organismes s'affranchir et s'élancer dans le liquide. Ils sont petits, contournés, terminés par deux cils ; il faut les fixer par le réactif iodé-ioduré pour les étudier convenablement. Le véhicule, en agissant sur les anthéridies mûres, pourra causer leur déhiscence ; on verra dans ce cas une ouverture se produire au milieu des cellules gélifiées du sommet, les cellules mères être expulsées au dehors, puis les anthérozoïdes s'en échapper un à un (fig. 206).

Les *archégones* se trouvent à l'extrémité de rameaux au milieu d'une sorte de bourgeon formé par les feuilles du périchèze relevées autour d'eux. Comme ces appareils ne se distinguent en rien des bourgeons ordinaires, l'on est exposé à de grandes pertes de temps avant de trouver l'objet de ses recherches, à moins de s'adresser à quelques espèces spéciales. Nous conseillons le *Barbula muralis*, petite mousse commune sur les vieux murs et les rochers, qui se trouve en état convenable vers le milieu du printemps. Deux procédés peuvent être mis en pratique pour observer les archégones : on peut avoir recours à la coupe longitudinale médiane du bourgeon, mais ce moyen a le désavantage de ne fournir le plus souvent que des archégones tronqués par le rasoir ; il est préférable de placer le bourgeon dans une goutte d'eau sur un slide et de porter celui-ci sous la loupe pour y sectionner les feuilles une à une avec l'aiguille jusqu'à ce que la partie centrale soit entièrement dégagée. On enlève alors tous les débris, on recouvre la pré-

paration d'une goutte d'eau pour la porter sous le microscope où on l'observe avec un grossissement de 300 diamètres. Les archégones, qui sont toujours peu nombreux, apparaissent au sommet de la tige comme de petites bouteilles à long col (fig. 5, XXXI). L'oosphère, *o*, se trouve dans la partie renflée ;

Fig. 206. — *a*, Anthéridie déhiscente de *Funaria hygrometrica ; b*, cellule mère renfermant un anthérozoïde ; *c*, anthérozoïde libre de Polytrichum (Sachs).

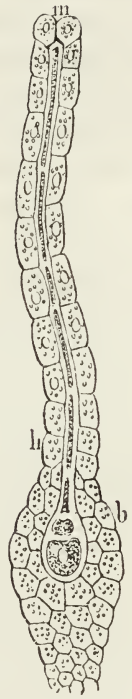


Fig. 207. — Archégone jeune de *Funaria hygrometrica* montrant l'oosphère *b*, les cellules du col *h*, l'extrémité du col *m*, encore fermé (Sachs).

le col, *c*, est constitué par une seule assise de cellules. Celui-ci est clos dans sa jeunesse, il recouvre alors une file centrale d'éléments : les *cellules du canal*, qui, en se gélifiant et se gonflant sous l'influence de l'eau, écartent les cellules supérieures et préparent la voie aux anthérozoïdes (fig. 207).

Nous étudierons le *sporogone* chez les polytrics (fig. 6-9, XXXI). L'organe producteur des spores est en réalité un végétal parasite de la plante feuillée. Il provient de la division de l'œuf qui donne d'abord naissance à une production grêle et cylindrique. Celle-ci s'implante fortement par une de ses extrémités dans le rameau tandis que de l'autre elle appuie sur l'archégone qui, après s'être prêté pendant quelque temps à ce jeu, finit par se rompre, mais reste fixé au sommet de la végétation qu'il recouvre d'un véritable bonnet, la *coiffe* (*co*, fig. 6). L'embryon continue à s'allonger, tout en restant cylindrique, jusqu'à ce qu'il atteigne de 3 à 5 centim. de

longueur; sa partie supérieure devenant alors le siège d'un travail de prolifération très actif, il se renfle en ce lieu et se divise à la suite en deux parties distinctes (fig. 6) : la *soie*, *s*, et la *capsule*, *ca*. Cette dernière présente aussi plusieurs parties intéressantes, mais il faut, pour les voir toutes, enlever la coiffe qui voile partiellement la capsule (fig. 7). Celle-ci montre alors une nodosité inférieure, l'apophyse *ap*, séparée du corps de la capsule *c*, par un étranglement appelé *col*, et, supérieurement, une sorte de couvercle pointu, l'*opercule op*. Si la capsule est mûre, on pourra amener sa déhiscence par une traction légère sur l'opercule (fig. 9). L'urne ouverte, inspectée à la loupe, laissera voir sur ses bords une couronne de petites dents, le *péristome*, *pe*, et aussi, s'appuyant sur l'extrémité de ces dents, une fine membrane, placée là comme un obturateur, l'*épiphragme*, *ep*. En pressant légèrement sur cette capsule, on en fera sortir une poussière jaune qui sera examinée au microscope à la façon du pollen : elle est constituée par les spores de la plante, petits organismes unicellulaires constitués comme toutes les spores des mousses par un corps protoplasmique nucléé (fig. 12 et 13, pl. XXXI), recouvert immédiatement par une enveloppe de cellulose, l'*endospore*, renforcée extérieurement par une membrane de cutine, l'*exospore*.

Pour connaître la constitution interne de la capsule, on se procurera des sporogones n'ayant pas encore atteint la maturité et, les encastrant dans la moelle de sureau, on en obtiendra des coupes longitudinales médianes que l'on montera dans l'eau (fig. 8, XXXI). Un grossissement de 60 diamètres permettra de distinguer nettement : 1° la paroi de la capsule, *pa ;* 2° la *columelle*, *col*, sorte de colonne médiane ; 3° le sac circulaire *sp*, renfermant les spores ; 4°, les files de cellules ou *trabécules t*, qui relient ce sac à la paroi et à la columelle ; 5° au point de jonction de l'opercule à la capsule, le groupe circulaire de cellules aplaties constituant l'*anneau a*, cause de la déhiscence ; 6°, au-dessus de celui-ci les groupes de cellules allongées et verticales *pe*, qui formeront le péristome ; enfin, 7°, au-dessus de celles-ci la couche de cellules transversales foncées, éléments de l'épiphragme, *ep*. On pourra rechercher ensuite avec un grossissement plus considérable les stomates à la surface de la capsule, seule partie des mousses où l'on rencontre ces organes.

Nous nous arrêterons encore sur le PÉRISTOME en raison de l'importance de cet appareil de dissémination des spores pour la classification des mousses. Le péristome des polytrics est spécial à ces plantes car, partout ailleurs, il est formé, non par des groupes de cellules, mais par des débris de cellules, qu'il soit simple ou double et quel que soit le nombre de ses parties. La coupe longitudinale médiane de la capsule du *Bartramia pomiformis* (fig. 13, XXXI) imparfaitement mûre nous montrera le mécanisme de la formation des dents du péristome dans la majorité des mousses. On remar-

quera que ce végétal ne possède point d'apophyse, puis que le sac producteur est fixé à la columelle, enfin que les cellules de l'anneau, *a*, sont surmontées par des rangées de cellules, *pe*, qui se distinguent nettement des cellules voisines par l'épaississement considérable de leur paroi externe. En ne portant que sur des groupes distincts de cellules, cet épaississement produit au milieu des tissus des lamelles résistantes triangulaires qui deviendront, en s'individualisant lors de la chute de l'opercule, les dents du péristome de la mousse.

On nomme *cils* les dents internes du péristome double (fig. 208); elles se

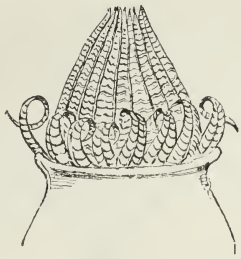


Fig. 208. — Péristome double du *Fontinalis antipyretica*.

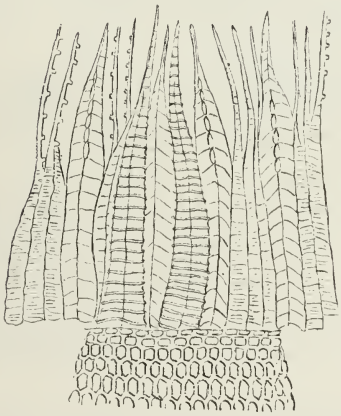


Fig. 209. — Portion du péristome et de l'anneau du *Bryum cæspititium* (de Lanessan).

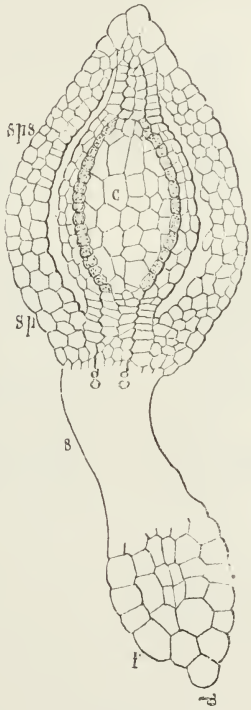


Fig. 210. - Coupe longitudinale d'un sporogone jeune de *Phascum cuspidatum* montrant la couche sporigène teintée de noir, appliquée contre la columelle *c* Kienitz-Gesloff).

développent à la façon des dents externes sur la face interne des mêmes cellules qui ont déjà produit les dents proprement dites par leur face externe. On pourra suivre leur formation sur la coupe longitudinale de la capsule imparfaitement mûre du *Funaria hygrometrica* ou celle du *Fontinalis antipyretica* (fig. 208).

Le péristome étant développé, on en séparera au moyen des ciseaux quelques dents avec le tissu qui les supporte et on les montera à plat dans la glycérine. Le microscope montrera sur ces dents les vestiges des cellules

qui les ont formées et aussi, à leur base, les cellules de l'anneau (fig. 11, XXXI et 209). On observera aussi le péristome entier à la loupe : 1° vu de côté (fig. 10, XXXI) et 2° vu de haut, ce qui permettra de constater non seulement l'absence ou la présence des cils et le nombre des dents, mais aussi l'influence de l'humidité sur l'organe de dissémination. Pour rendre l'observation commode et intéressante, on séparera d'un coup de rasoir transversal toute la partie supérieure de la capsule et on assoira la partie détachée sur la platine de l'instrument, le péristome tourné vers l'observateur. Ayant l'œil sur l'oculaire, on insufflera de l'haleine sur la platine

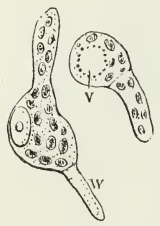


Fig. 211. — Germination de spores de *Funaria hygrometrica; w*, poil rhizoïde.

Fig. 212. — Poils rhizoïdes du *Mnium hornum*, *w*, desquels partent des filaments protonématiques *n*, générateurs des bourgeons *k* (Sachs).

et l'on verra les dents du péristome se recourber aussitôt vers l'intérieur de façon à obturer l'orifice ; si l'on attend ensuite quelques minutes, les dents, se desséchant, se reporteront à l'extérieur.

Les spores se forment par un processus semblable à celui qui donne naissance aux grains de pollen aux dépens d'une couche de cellules placée à quelque distance du centre de l'organe (fig. 14, XXXI, et 210). On peut suivre facilement ce développement sur des coupes transversales ou longitudinales de jeunes capsules ; en agissant avec méthode, on parviendra sans peine à en observer tous les stades.

Les spores semées sur un sol humide (fig. 211) donnent naissance au *protonema* après un temps variable. Celui-ci comprend (fig. 17, XXXI) des rameaux souterrains, *fs*, colorés de brun, et des rameaux aériens verts, *fa*. On les montera dans l'eau pour les observer. On trouvera parfois à leur surface les bourgeons générateurs de la plante feuillée. La plante se fixe au sol par des poils rhizoïdes qui rappellent le protonema et peuvent en certains cas donner aussi naissance à des bourgeons (fig. 211).

Les propagules ne sont pas communs chez les mousses ; on les étudiera chez l'*Aulocomnion androgynum* où on les rencontre réunis en tête au sommet de certains rameaux (fig. 15, XXXI). On enlèvera avec l'aiguille quelques-uns de ces corps et on les observera au microscope, montés dans l'eau ou la glycérine (fig. 16, XXXI). On pourrait encore s'adresser au

Tetraphis pellucida (fig. 205). Les propagules sont dans l'un et l'autre cas de petits corps parenchymateux constitués par un petit nombre de cellules.

Hépatiques. — Nous prendrons pour exemple le *Marchantia polymorpha* dont nous connaissons déjà le thalle. Ce végétal est dioïque; il porte ses organes reproducteurs sur des rameaux perpendiculaires à sa surface (fig. 18 et 19, XXXI).

Les rameaux mâles (*m*, fig. 18, XXXI) rappellent un petit champignon ; ils sont verdâtres et portent les anthéridies dans de petites cavités en forme de bouteilles s'ouvrant sur leur face supérieure (fig. 20 et 21, pl. XXXI). Les anthéridies du Marchantia ont la même constitution que les anthéridies des mousses : ce sont de petits sacs allongés (*an*, fig. 21), dont la paroi est formée par une seule assise de cellules, et qui sont fixés au fond du concep-

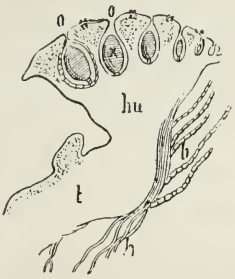


Fig. 213. — Vue d'ensemble d'une coupe longitudinale du chapeau mâle de *Marchantia polymorpha*. *t*, pied; *hu*, réceptacle ; *x*, anthéridies ; *o*, ouvertures des cryptes; *b*, amphigastres; *h* poils rhizoïdes (Sachs).

Fig. 214. — Thalle femelle de *Marchantia polymorpha* portant des cupules à bulbilles et des réceptacles plus ou moins âgés (L. Marchand).

Fig. 215. — Coupe du réceptacle femelle du *Marchantia polymorpha* montrant des archégones, *a*, protégés par le périchèze *pc* (Sachs).

tacle par un petit pédicule, *pd*. Lors de la maturité, les cellules supérieures du sac se gélifient pour permettre la sortie des anthérozoïdes. Pour voir ces choses, on séparera la partie étalée du réceptacle et, l'ayant couchée dans la pince de sureau, on en fera des coupes transversales ; on pourra constater en outre sur ces coupes que le tissu qui entoure les anthéridies a la même structure que le thalle (fig. 21, XXXI) et que la face inférieure du chapeau porte aussi des amphigastres (*b*, fig. 213) et des poils rhizoïdes *h*. Choisissant ensuite un chapeau bien développé, on versera une goutte d'eau sur sa face supérieure, puis on forcera les anthéridies mûres à éclater en serrant le réceptacle entre les doigts. Les anthérozoïdes se répandront dans le liquide, et celui-ci, ayant été porté sous le microscope et soumis à une amplification de 500 diamètres, montrera ces petits corps comme des orga-

nismes déliés terminés par deux cils, surtout si l'on a eu soin de les immobiliser et de les colorer par le réactif iodé-ioduré.

Les rameaux femelles (fig. 19, XXXI et 214) ressemblent à de petites ombrelles réduites à leur armature. Les branches de l'ombrelle sont rapprochées du manche pendant la jeunesse de l'organe; elles s'en éloignent de plus en plus avec l'âge et, à l'époque de la maturité des sporogones, elles forment un angle de 90° avec le pédicule. Aucun végétal ne permet de voir des archégones en aussi grand nombre et aussi facilement que le Marchantia. Ces organes sont fixés à la face inférieure et entre les branches de l'ombrelle; ils sont protégés par une sorte de voile qui les dépasse longuement : le *périchèze* (*pc*, fig. 215). Il faut les rechercher sur des conceptacles jeunes, à pédicules courts, dont les branches rabattues ont leur extrémité libre presque au contact du thalle, comme ceux qui se trouvent au premier plan de la figure 214. Les ombrelles plus âgées peuvent montrer aussi, au milieu des sporogones en voie de formation, des archégones ayant échappé à la fécondation, mais ceux-ci sont pour la plupart flétris et colorés de brun. En tous cas, on séparera l'ombrelle avec la partie supérieure du pédicule et on la couchera horizontalement dans la moelle de façon à en obtenir des coupes longitudinales ; on recueillera les coupes médianes passant par le pied et l'ombrelle et on les montera dans l'eau ou dans la glycérine acétique.

On trouvera toujours un certain nombre d'archégones conformés comme celui des mousses (fig. 22, XXXI), mais dont le col est tourné vers le bas (fig. 215, *a*). Ils sont insérés dans une sorte de calice très court, le *périanthe* (*pp*, fig. 22, XXXI) qui, en se développant de plus en plus à la suite de la fécondation, se comportera comme les téguments de l'ovule et entourera finalement le sporogone entier (*pp*, fig. 24 et 25, XXXI).

Le sporogone se développe dans l'intérieur de l'archégone, car la soie n'est représentée chez ce végétal que par un petit massif conique : *le pédicelle* (fig. 25, XXXI). Les sporogones mûrs sont assez volumineux pour tenir écartés les bords du périchèze et faire saillie au dehors (*f*, fig. 23, XXXI) ; ils laissent échapper par leur déhiscence des flocons jaunes, mélange de spores et d'élatères (fig. 27, XXXI) constitués par de longues cellules dont la paroi présente deux épaississements spiralés tournant en sens inverse. Ces élatères sont fortement hygrométriques, comme le prouve l'action de l'haleine sur elles, lorsqu'on les observe au microscope et avec un faible grossissement dans les conditions que nous avons données pour l'étude des spores des Equisetum. La structure des élatères réclame un grossissement de 300 diamètres pour être perçue. On peut suivre le développement des sporogones sur des ombrelles de plus en plus élevées, à rameaux de plus en plus divergents, et cela, soit au moyen de coupes longi-

tudinales médianes, soit encore, plus facilement, mais d'une façon moins élégante, en détachant ces organes avec l'aiguille à cataracte après avoir écarté le périchèze et les montant dans l'eau ou la glycérine acétique.

Les *propagules ou bulbilles* naissent au fond des petites coupes qui se produisent en grande quantité sur la face supérieure du thalle (fig. 18, XXXI, *c*). On les détachera sans peine avec l'aiguille et on les montera dans l'eau. Ce sont (fig. 32, XXXI) de petites lames parenchymateuses formées en grande partie par des cellules chlorophylliennes au milieu desquelles se trouvent çà et là des éléments grisâtres qui, à la germination, produiront les poils rhizoïdes. Sur les côtés se trouvent deux échancrures symétriquement placées au fond desquelles siègent les points végétatifs de la production; une troisième échancrure est bordée par des cellules brisées : elle correspond à l'attache du propagule au fond de la capsule. La coupe transversale du thalle passant par une cupule montrerait les propagules en place et, au milieu d'elles, des papilles productrices de mucilage dont le gonflement amène la chute de ces corps.

CHARACÉES.

Les Chara sont des plantes rameuses et grêles (fig. 216) qui vivent submergées dans les eaux douces de nos contrées. On doit les récolter pendant le mois de juin, époque à laquelle leurs organes générateurs sont complètement développés. Ces organes sont fixés en grand nombre à la face supérieure des feuilles les plus jeunes de la plante; celles-ci sont verticillées et recourbées vers le sommet de la tige, ce qui voile en partie les corps reproducteurs. Les organes mâles ou *anthéridies* (*an*, fig. 28, XXXI) sont sphériques et insérés au-dessous des organes femelles ou *oogemmes* (*o*, même figure) à l'aisselle de folioles unicellulaires. Les deux appareils sont verts dans leur jeunesse; les anthéridies adultes sont rouges; après la fécondation qui entraîne la destruction totale des anthéridies, les oogemmes se transforment en sporocarpes de couleur foncée.

On recherchera les plantes portant des anthéridies mûres et la sélection pourra se faire à l'œil nu, car les organes mâles en état convenable tranchent par leur coloration sur le reste de la plante, bien que leur volume ne dépasse pas un millimètre. On en séparera une feuille entière et on la portera, montée dans l'eau, sous le microscope, où on l'observera d'abord avec un grossissement de 100 diamètres environ (fig. 28, XXXI). Cette feuille est formée supérieurement par des articles nus, au-dessous desquels se trouvent, comme dans la tige, une succession de nœuds, portant les folioles, également nus, et d'entre-nœuds revêtus d'une écorce formée par deux

plans de cellules naissant des nœuds et s'accroissant en sens inverse pour opérer leur jonction vers le milieu de l'entre-nœud. On ne pourra voir les cellules qui servent de support à l'*oogemme* qu'en détachant celui-ci, mais on distinguera sans peine sur l'appareil en place : 1°, l'oosphère, immense

Fig. 216. — Portion de *Chara fragilis* portant des organes générateurs à l'aisselle de ses folioles.

Fig. 216 *bis*. — Germination du sporocarpe de *Chara fragilis* (Pringsheim).

cellule elliptique, à contenu granuleux, gorgée d'huile et d'amidon, qui occupe le centre de l'organe ; 2°, les cinq longues cellules, contournées en spirale, protectrices de l'oosphère ; 3°, les cinq petits éléments qui terminent ces spires et forment la *coronule*, *en* ; 4°, si l'oosphère est mûre, les petites fentes, *fe*, placées à la base de la coronule, servant à l'introduction des anthérozoïdes dans l'appareil.

L'*anthéridie* est plus complexe. Elle se présente entière comme une petite sphère formée par la juxtaposition et l'engrènement de huit plaques symétriquement disposées. Les quatre plaques rassemblées dans l'hémisphère supérieur sont triangulaires ; celles de l'hémisphère inférieur sont quadrangulaires et laissent passer entre elles le support de l'appareil. Ces plaques ou *écussons* sont incolores extérieurement, mais leur paroi interne est tapissée de granulations rouges, produites par l'altération des grains de chlorophylle appliqués précédemment contre cette paroi. Les parties intéressantes de l'anthéridie se trouvent cachées au centre de la sphère ; on les

mettra en évidence en opérant avec l'aiguille une pression légère et rapide sur la lamelle afin d'amener la dissociation des écussons en évitant de les écraser. Malgré toute la délicatesse apportée à l'opération, toutes les parties de la préparation ne seront pas en bon état; l'on pourra néanmoins s'assurer avec une amplification de 300 diamètres (fig. 29, XXXI) que chaque plaque porte, sur le milieu de sa face interne, une cellule incolore, dressée, dirigée par conséquent selon le rayon dans l'anthéridie indemne, la *manubrie*, *m*. Cette cellule soutient à son extrémité une cellule arrondie, *la tête*, *t'*, sur laquelle s'insèrent latéralement six cellules symétriquement disposées, les *têtes secondaires*, *t''*, qui donnent attache chacune, après dichotomie, à quatre files de 100 à 200 cellules aplaties, les *fouets*, *f*. Tous les éléments des fouets contiennent un anthérozoïde grêle, roulé en spirale, renflé à une extrémité, terminé de l'autre par deux cils (fig. 30, XXXI).

L'oosphère étant fécondée, la coronule et la partie externe des tubes protecteurs se gélifient et disparaissent tandis que, tout au contraire, la partie interne de ceux-ci se lignifie, se colore fortement et persiste à la surface du sporocarpe qu'elle hérisse à la façon d'un pas de vis (fig. 31, XXXI).

3° THALLOPHYTES.

Nous étudierons dans ce chapitre en même temps que la reproduction des thallophytes la structure fort simple de ces êtres qui, dépourvus totalement d'appareil circulatoire, manquant de tige, de feuille et de racine, ne présentent jamais qu'un groupement peu compliqué de leurs éléments, bien que la différenciation morphologique de l'individu en plusieurs parties distinctes soit, parfois, fort bien indiquée. La reproduction s'effectue tantôt au moyen d'organes différents nettement caractérisés, tantôt au moyen de corps tellement semblables qu'il faut suivre pas à pas le travail de la fécondation pour établir une distinction entre les deux organes mâle et femelle ; enfin, beaucoup ne se conservent que par un mode qui, en fait, ne s'éloigne pas beaucoup de la bouture.

Nous prendrons d'abord les algues, thallophytes à chlorophylle, qui s'écartent moins par leur mode de vie des végétaux supérieurs; nous terminerons par les champignons et les schizophytes qui occupent sans conteste le bas de l'échelle.

ALGUES.

Les Floridées sont intéressantes à plusieurs points de vue, mais la plupart de ces plantes sont marines et les Floridées d'eau douce les plus com-

munes dans nos régions s'éloignent par certains côtés du type général. Malgré cela, en raison des facilités que présentent pour l'étude les échantillons frais, nous nous adresserons au *Batrachospermum moniliforme* que l'on se procure sans difficulté et en bon état aux environs de Paris, pendant le printemps et l'été, soit dans le canal de Bondy, soit dans les fontaines du bois de Meudon qui avoisinent le parc de Chalais où il se rencontre fixé aux pierres du revêtement. Cette plante est olivâtre, mais rougit fortement à la lumière diffuse et dans l'air confiné ; sa taille, qui dépasse rarement 5 centimètres, peut néanmoins être beaucoup plus considérable ; elle est visqueuse et, vue à la loupe avec un faible grossissement, elle semble formée par de petits œufs réunis en chapelet par un mucus, ce qui explique le nom qu'elle porte. Mais, si on l'observe dans l'eau avec une amplification de 100 d., on se rend facilement compte que chaque grain du chapelet est constitué en réalité par un rassemblement de files de cellules elliptiques, à paroi en partie gélifiée, groupées en verticilles sur un axe médian dont la structure rappelle celle des tiges des Chara : on y rencontre une file de grandes cellules cylindriques, s'étendant d'un entre-nœud à l'autre, recouverte par une écorce de trois couches au moins de cellules cylindriques plus petites, disposées également en files, formées par des rameaux descendants filamenteux, courant parallèlement à la cellule médiane, accolés à elle et aux rameaux les plus proches. Les cellules voisines d'une même file, vues avec une amplication de 500 d., semblent communiquer directement entre elles par une perforation du milieu de la paroi commune ou tout au moins présentent en ce point une ponctuation très marquée. Un long poil incolore termine souvent les rameaux.

Chaque cellule axile porte ordinairement vers le sommet une couronne de six cellules elliptiques qui donnent elles-mêmes appui à deux cellules divergentes, premiers membres d'un appareil filamenteux très fourni, ramifié en di- ou en trichotomie : le rassemblement des files de cellules elliptiques dont nous avons parlé. Les organes sexuels occupent les extrémités de certains de ces rameaux. Il est indispensable, pour les observer convenablement, d'isoler quelques membres des verticilles et de les étaler ensuite dans le liquide de la préparation : l'eau, afin que leurs parties ne se superposent point, ce qui se fera sous la loupe montée en maintenant la plante avec l'aiguille à cataracte et déplaçant de haut en bas l'aiguille droite sur l'axe de façon à frapper une cellule basilaire qui se détachera en entraînant non seulement tout le système ramifié qu'elle supporte, mais aussi une partie des rameaux corticaux de l'entre-nœud inférieur.

Le végétal est monoïque. Les anthéridies sont fort nombreuses et se rencontrent un peu partout ; les organes femelles se développent uniquement à l'extrémité de quelques branches provenant d'une ramification trichotome.

Les anthéridies consistent en petites cellules incolores, sphériques, étagées sur les dernières cellules du rameau; elles produisent chacune par rénovation un *pollinide* sphérique, incolore, totalement dépourvu d'appareil locomoteur (fig. 217). Les oogones sont terminaux et entourés par une sorte d'involucre de rameaux libres ; ils sont divisés en deux parties séparées par un léger étranglement : l'inférieure beaucoup plus petite est fortement colorée, elle renferme l'oosphère ; la partie supérieure claviforme est incolore

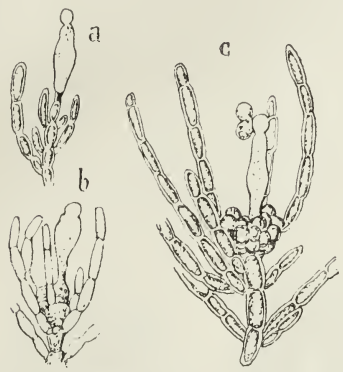


Fig. 217. — Portion de rameau femelle de *Batrachospermum moniliforme*. *a*, trichogyne au sommet duquel est soudé un pollinide ; *b*, le cystocarpe commence à se développer aux dépens de l'œuf logé dans la partie inférieure de l'appareil; *c*, cystocarpe développé (Thuret et Bornet).

Fig. 218. — Coralline des officines, plante entière.

et correspond à ce poil nettement distinct (le *trichogyne*) qui surmonte l'oosphère de la plupart des Floridées. La partie incolore possède une paroi gélatineuse qu'elle utilise pour retenir les pollinides au passage. A la suite de la fécondation, l'œuf produit immédiatement sur tout son pourtour, par bourgeonnement, un grand nombre de rameaux courts et libres, mais rapprochés, dont l'ensemble constitue le *sporogone*. Plus tard, les articles terminaux de chacun de ces filaments produisent par rénovation une spore qui s'échappe au dehors par rupture de la paroi et germe en donnant naissance à un protonéma filamenteux sur lequel se développent les plantes que nous avons décrites.

Le Batrachospermum ne présente point les *tétraspores* caractéristiques des Floridées; nous les trouverons chez la CORALLINE DES OFFICINES (fig. 218) que l'on peut se procurer dans les pharmacies où elle ne se présente plus, il est vrai, avec la teinte rose qu'elle possédait de son vivant, mais peu importe. On recherchera sur la plante entière les ramuscules terminés par un article ovoïde. On les séparera et on les plongera dans une dissolution aqueuse d'acide chlorhydrique à 5 0/0 dans laquelle ils seront abandonnés

jusqu'à ce que toute effervescence ait cessé. A ce moment le carbonate de chaux, impénétrable à la lumière, qui encroûtait la plante aura totalement disparu et le végétal devenu transparent sera lavé à l'eau et placé sous le microscope, monté dans la glycérine. Négligeant les articles, on portera l'attention sur les terminaisons ovoïdes des rameaux qui, selon la mise au point, laisseront voir leur face externe (*T*, fig. 32, pl. XXXII) ou bien la cavité qu'elles renferment (*t*, même figure). Ces chambres sont ouvertes à leur partie supérieure ; les unes sont vides : ce sont surtout celles qui étaient occupées par les anthéridies ou les oogones (le végétal est dioïque), les autres contiennent (*t*, fig. 32, XXXII) des filaments dressés de 4 cellules superposées : les *tétraspores* qui semblent indépendantes ici, mais sont maintenues en fait par la paroi de leur cellule mère : le *tétrasporange*.

C'est pendant la saison chaude, époque où elles développent leurs organes reproducteurs, qu'il faut récolter les Fucacées. Quelques-unes de ces plantes,

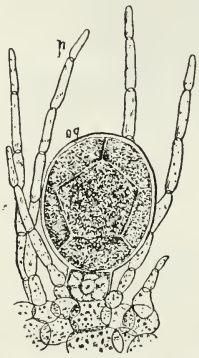


Fig. 220. — Oogone de *Fucus vesiculosus* dont le contenu est divisé ; *og*, oogone ; *p*, paraphyses.

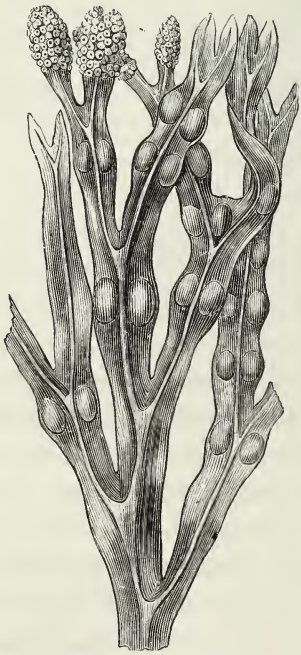


Fig. 219. — Sommet d'un thalle de *Fucus vesiculosus* dont quelques branches portent des conceptacles.

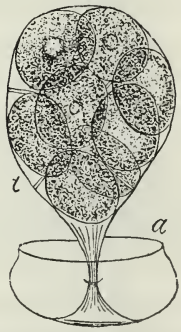


Fig. 221. — Oogone de *Fucus vesiculosus* en voie de déhiscence ; les oospheres entrent en liberté dans sa cavité.

les *Fucus vesiculosus* (fig. 219), *serratus*, *platycarpus*, arrivent alors en grande quantité dans les villes, servant d'emballage à la marée. La structure du thalle s'obtient facilement par le moyen de coupes longitudinale et transversale observées dans l'eau salée ; on rencontre dans ces végétaux deux tissus différents superposés : l'externe, qui constitue la *couche corticale*, est formé par plusieurs assises de cellules courtes, parallèles à la surface et

se trouve nettement limité à la périphérie par une assise de cellules étendues selon le rayon, simulant un épiderme (fig. 8, *p*, 76 et 29, pl. XXXII, *ep.*); l'interne, ou *couche médullaire*, ne montre que de longues cellules, contournées et enchevêtrées. La paroi de tous les éléments est partiellement gélifiée, mais le fait est tellement prononcé dans la couche médullaire que les cellules de cette zone (*f*, fig. 29, XXXII) semblent totalement indépendantes les unes des autres. Les organes générateurs sont logés dans des cryptes ou *conceptacles* creusés, parfois en très grand nombre, dans les extrémités des rameaux ; ils se produisent là au milieu des poils (*paraphyses*) qui tapissent ces chambres et font même parfois saillie au dehors ; ils proviennent vraisemblablement de la modification de certains de ceux-ci. Chez le *Fucus platycarpus*, qui est monoïque, on rencontre des anthéridies et des oogones dans le même conceptacle, chez les deux autres qui sont dioïques les conceptacles d'un même pied ne contiennent que l'une ou l'autre variété d'organes générateurs ; quoi qu'il en soit, les cryptes seront étudiées au moyen de coupes transversales qui seront montées dans l'eau salée. Les *anthéridies* sont de petits corps ovoïdes formés par les articles terminaux de poils rameux (fig. 31, XXXII, *an*). Elles renferment à maturité un contenu granuleux rougeâtre constitué par des anthérozoïdes piriformes qui progressent au moyen de deux cils latéraux dirigés en sens contraire, l'un vers le haut, l'autre vers le bas ; ces cils sont insérés à quelque distance du rostre incolore, dans le voisinage du point rouge qui communique sa coloration au petit organisme. Les anthérozoïdes ne peuvent s'observer facilement au milieu des terres, mais rien n'est plus facile que d'en recueillir à basse mer sur les pieds mâles découverts à la surface desquels ils forment un enduit rougeâtre, révélateur du sexe de la plante : il suffit d'agiter ces végétaux dans un petit vase contenant de l'eau de mer pour obtenir un liquide, riche en anthérozoïdes, dont on transportera des gouttes sous le microscope armé d'un objectif capable de fournir une amplification de 500 diamètres. Les *oogones* se présenteront vus avec un faible grossissement comme de petits corps elliptiques olivâtres (fig. 29, XXXII, *og*) ; observés avec une amplification de 300 diamètres, ils laissent voir leur pédicelle unicellulaire et leur contenu. Ce dernier varie avec l'âge de l'appareil : au début, l'oogone est formé d'une cellule unique qui se divise bientôt en huit éléments polyédriques (fig. 220) ; plus tard, ceux-ci produisent chacun, par rénovation, une oosphère sphérique, nue (fig. 30, XXXII) qui entre en liberté par résorption de la paroi de la cellule mère et rupture successive des trois membranes qui constituent la paroi de l'oogone (fig. 221).

On rencontrera en tout temps, dans les serres, sur les pots négligés, des filaments feutrés de *Vaucheria sessilis* portant des organes reproducteurs. Si l'on en en saisit quelques-uns avec les pinces et qu'on les porte sous le

microscope, montés dans l'eau, on constatera d'abord que ces filaments sont cylindriques, tapissés par un protoplasma riche en chlorophylle et en noyaux, non cloisonnés : l'algue est une siphonée, c'est-à-dire, qu'elle est constituée par un symplaste protégé par une paroi de cellulose commune à l'association, fait facile à constater en fixant le protoplasma par l'alcool absolu et appliquant les colorants. Les filaments, montés dans l'eau, inspectés avec un faible grossissement, montreront çà et là des groupes de deux ou trois petites verrues : les organes générateurs de la plante. Ces verrues, examinées avec une amplification de 300 diamètres revêtent deux aspects différents : les unes (*a*, fig. 27, XXXII), sont assez grêles, cylindriques, contournées ; elles séparent leur partie terminale renfermant une masse grisâtre, dense, granuleuse, qui se divisera en un grand nombre d'anthérozoïdes ne portant que deux cils vibratiles attachés sur les côtés de l'organe ; ce sont donc des anthéridies, mais on les désigne ordinairement par le nom de *cornicules*. Les *oogones* sont représentées par la seconde forme de verrues (*o*, même figure) ; ils sont vert foncé, ovoïdes, séparés, à leur base, du filament par une cloison de cellulose. Lorsque vient le moment de la fécondation, le protoplasma se contracte pour former l'oosphère, la paroi s'allonge latéralement en forme de bec, subit la gélification à l'extrémité de celui-ci, puis se perfore en ce point sous la pression d'un mucilage interne, afin de donner passage aux anthérozoïdes. L'œuf se recouvre, aussitôt sa formation, d'une paroi propre qui l'isole totalement de la plante mère ; il est facile de distinguer les œufs des oosphères.

Les *Spirogyra*, algues filamenteuses des étangs, des mares, des fossés et d'une façon générale des eaux stagnantes, nous permettent d'observer facilement pendant la belle saison (d'avril en juillet, suivant les espèces qui sont assez nombreuses aux environs de Paris) le phénomène de la CONJUGATION. Ces algues, qui se différencient mal à l'œil nu des conferves, sont facilement reconnaissables au microscope, montées dans l'eau, à leur protoplasma pariétal incolore renfermant, selon l'espèce, un ou plusieurs corps chlorophylliens énormes, roulés en spirales à tours plus ou moins serrés (fig. 222). Le végétal est formé de cellules cylindriques superposées ; chaque élément présente un noyau unique, nucléolé, logé au centre de la cavité, relié à la couche pariétale par des filaments protoplasmiques grêles. Dans les chloroplastides à bords sinueux se rencontrent (fig. 222) des granulations volumineuses (*amylosphères*) constituées par un cristalloïde (*pyrénoïde*) entouré de granules d'amidon. Pour analyser ces formations, une amplification de 500 diamètres est indispensable. On étudiera séparément l'amidon et le cristalloïde; pour mettre l'amidon en évidence, on immergera pendant quelque temps les filaments dans de l'acide acétique étendu et froid : le protoplasma et les pyrénoïdes seront dissous, on lavera la préparation à l'eau distillée et

on la traitera finalement par le réactif iodé. En montant ensuite quelques filaments intacts dans une solution aqueuse saturée d'acide picrique, on observera sans peine les pyrénoïdes. On acquiert aussi une bonne idée de la constitution des cellules des spirogyres en les traitant par l'alcool absolu après avoir essoré l'échantillon sur un morceau de papier à filtre. Après 24 heures de contact, on les plonge pendant une heure environ dans une solution alcoolique d'acide picrique, après quoi on les porte sous le microscope

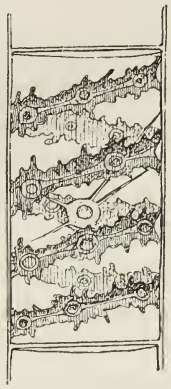


Fig. 222. — Cellule de *Spirogyra* montrant le noyau central et le chloroplastide spiralé renfermant des amylosphères.

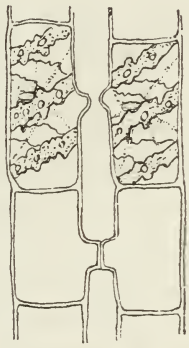


Fig. 223. — Premiers temps de la conjugation chez un *Spirogyra*.

dans le réactif iodé-ioduré après les avoir essorées de nouveau avec du papier buvard : le protoplasma apparaît coloré en jaune pâle, le noyau en jaune foncé, les amylosphères en lie de vin. Les pyrénoïdes, nettement limités par un contour noir, se détachent fort bien au milieu de ces dernières.

On observera, dans l'eau, les filaments en voie de conjugation, en déposant sur la lame une certaine quantité de l'algue. Si l'on rencontrait parmi eux quelques échantillons dans lesquels le phénomène fût à son début, on ferait bien de les isoler et de les monter dans la chambre humide pour suivre la marche de la fécondation. Lorsque la reproduction doit avoir lieu, les filaments se rapprochent et se disposent parallèlement, deux par deux, en plaçant leurs cellules à peu près à la même hauteur, puis les deux cellules opposées envoient l'une vers l'autre un prolongement latéral. Ces prolongements ne tardent pas à se rencontrer, ils s'affrontent et contractent adhérence par leur extrémité (fig. 223); ils unissent fortement les deux filaments; la figure de l'ensemble est celle d'une échelle. Les parties adossées des prolongements se gélifiant, le contenu des deux cellules réunies va pouvoir entrer en communication par le tube ainsi formé. A ce moment le protoplasma des cellules se contracte, les tours de spire des chloroplastides se resserrent et se mettent pour ainsi dire en contact, puis

l'un des deux filaments, jouant le rôle de mâle, envoie par les canaux de jonction le contenu de ses éléments dans les cellules de l'autre filament qui devient femelle. Les protoplasmes et les noyaux se fusionnent, les rubans chlorophylliens s'ajoutent bout à bout et, la contraction se continuant, l'œuf ou *zygospore*, beaucoup moins volumineux que l'un quelconque de ses composants, à l'aise par conséquent dans la cellule femelle, s'isole de la plante mère en s'entourant d'une membrane de cellulose; plus tard de nombreuses gouttes d'huile apparaissent dans son intérieur (fig. 25, pl. XXXII).

Fréquemment aussi, la conjugation se fait entre cellules superposées d'un même filament qui produisent leur prolongement contre la paroi commune (fig. 25, XXXII, à droite). L'accolement est latéral ; il se forme un tube en U que traverse la cellule mâle pour se fondre avec la cellule femelle. Les botanistes ont longtemps réuni à tort dans un genre spécial (Rhynchonema) ces Spirogyra à conjugation latérale.

Le végétal qui se prête le plus facilement à l'observation des zoospores est le *Cladophora glomerata*, conferve ramifiée vivant dans les ruisseaux à eau courante, fixée aux pierres, où elle forme des touffes vertes. Les filaments qui la composent résultent de la superposition de colonies de symplastes protégées par des parois propres, simulant autant de cellules cylindriques placées bout à bout. Les rameaux et les ramuscules sont rapprochés en faisceaux. Les articles, examinés dans l'eau avec une amplification de 4 à 500 diamètres, laissent voir au-dessous de la paroi de cellulose un protoplasma pariétal contenant de nombreux chloroplastides polygonaux juxtaposés qui renferment eux-mêmes des amylosphères formées d'un pyrénoïde cristallin à 8 ou 10 faces, médian, entouré de granules d'amidon. Le réactif iodé, en colorant les noyaux en jaune et les amylosphères en violet, permet la distinction de ces corps, mais il est insuffisant pour montrer la constitution des pyrénoïdes; il faut, pour analyser ceux-ci, avoir recours aux procédés que nous avons donnés à la page précédente à propos des Spirogyra. On remarquera que les noyaux sont logés dans la couche pariétale.

Le contenu des articles change d'aspect au moment de la formation des spores : les grains de fécule disparaissent, la masse devient brun olivâtre, les chloroplastides se segmentent et chaque partie développe une zoospore piriforme à rostre incolore, surmontée de deux cils divergents, présentant sur le côté un point rouge oculiforme bien marqué. Ces zoospores se massent dans le centre de la cellule tandis que le reste du protoplasma, retiré vers la paroi et surtout au sommet de la cellule, se gélifie, de même qu'une portion circulaire de la partie de la paroi voisine de l'extrémité supérieure. La gelée interne, en se gonflant, fait pression et amène 1° la rupture de la partie gélifiée de la paroi, 2° l'expulsion des zoospores par l'orifice précédemment

formé. Quelques zoospores demeurent souvent dans l'intérieur de la cavité (fig. 28, XXXII) où ils s'agitent. On fixera ces petits organismes par le réactif iodé pour en observer les détails. La formation des zoospores commence ordinairement par les articles terminaux des rameaux et gagne ensuite de proche en proche les articles sous-jacents, de sorte que, lorsqu'on a la bonne fortune de tomber sur un rameau en prolifération, on y rencontre ordinairement tous les intermédiaires entre les cellules ordinaires et celles qui ont perdu leurs zoospores ; il faut ajouter cependant que le processus n'est pas toujours aussi régulier et que l'on trouve parfois des articles déhiscents au milieu d'articles non modifiés. Il faut compter beaucoup sur le hasard dans cette recherche ; l'on peut cependant provoquer parfois la formation des zoospores en maintenant les Cladophora dans des vases plats ne contenant qu'une couche d'eau de un centimètre environ. On puisera chaque jour quelques filaments pour les examiner : le moment de l'apparition des zoospores est fort variable, leur formation incertaine.

Le *Protococcus viridis* plongé dans de l'eau pauvre en sels donne également naissance en peu de temps à des zoospores qui entrent en liberté par rupture de la paroi cellulaire.

La conservation des algues vertes avec leur coloration et leur faciès naturels a toujours préoccupé fortement les collectionneurs : il faut éviter surtout l'action des contractants. On recommande la liqueur du docteur Ripart : Eau saturée de camphre, 75 ; eau distillée, 75 ; acide acétique cristallisable, 1 ; et aussi le procédé suivant indiqué par M. Lapierre : plongez l'algue 30 à 40 secondes dans l'acide osmique à $\frac{1}{800}$, lavez-la à l'eau distillée et montez-la enfin dans la glycérine qui ne peut plus contracter le protoplasma coagulé par l'acide osmique.

Il est impossible d'étudier les algues, tant marines que d'eau douce, sans rencontrer à leur surface ou dans l'eau qui les baigne de petits végétaux monocellulaires, appartenant à la même famille, qui sont les uns bruns : des Diatomées, les autres verts : des Desmidiées. Nous sommes donc conduits à parler de ces plantes et nous le faisons d'autant plus volontiers que les Diatomées ont attiré depuis longtemps l'attention des botanistes et qu'elles captivent toujours les débutants par leur élégance et leurs propriétés physiologiques spéciales.

Lorsqu'on se place à un point de vue véritablement pratique, il est impossible de conseiller pour l'étude une espèce quelconque, quelque vulgaire soit-elle, car on ne peut donner le moyen de la récolter sûrement et à l'abri de tout mélange ; du reste, on ne rencontre que rarement des gisements renfermant une espèce à l'état isolé. Pour ces raisons, nous étudierons les Diatomées d'une façon générale; les grosses espèces se prêtent également

bien à l'étude, et nous engageons le naturaliste à s'adresser pour la détermination à des ouvrages spéciaux : le livre de M. J. Brun, de Genève : *les Diatomées des Alpes et du Jura*, se recommande entre tous par ses nombreuses planches qui reproduisent la plupart des Diatomées de nos contrées. Bien souvent, ces petits végétaux se présentent isolés; il en est aussi fréquemment autrement, car ils se multiplient surtout par scissiparité et les membres nouveaux restent fixés aux anciens par l'intermédiaire d'une masse gélatineuse. Les colonies ainsi formées prennent l'apparence de filaments (Melosira) ou de plaques arrondies (*Meridion circulare*), ou de masses dichotomes (Gomphonema) dont les extrémités portent seules les Diatomées, le reste étant constitué par la matière gélatineuse. Libres ou non, les Diatomées sont entourées par cette matière gélatineuse qui a reçu le nom de *coléoderme*. Les formes des Diatomées sont très variées, mais la paroi proprement dite est toujours divisée en deux parties inégales : les valves, qui peuvent glisser l'une sur l'autre étant agencées comme les deux membres d'une boîte (fig. 224 B). Un protoplasma nucléé est

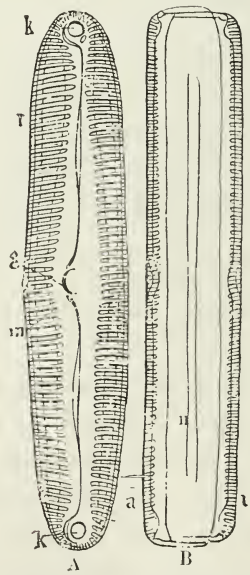


Fig. 224. — *Pinnularia viridis* (l'explication de la légende se trouve dans le texte). D'après Pfitzer.

contenu dans la boîte. Lors de la multiplication, les valves se séparent en entraînant avec elles une des moitiés du corps vivant. Chaque être nouveau se complète par la formation d'une valve, plus petite que celle qui existe : le fond de la jeune boîte. L'ensemble des valves est une *frustule*. On distinguera donc dans une Diatomée deux *faces valvaires*, correspondant aux faces supérieure et inférieure de la boîte, et une *face frontale* ou *côté con-*

nectif qui montre le profil ou mieux l'emboîtement des deux valves (fig. 224, B). Les faces valvaires présentent dans presque toutes les espèces des saillies de formes variées, distribuées élégamment et d'une façon déterminée dans chaque espèce (A, fig. 224); la face frontale est ordinairement lisse et laisse seulement apercevoir sur ses bords le profil des saillies des faces valvaires (B, fig. 224).

Les deux valves sont fortement incrustées de silice, sauf, cependant, le long de la ligne selon laquelle se fera leur séparation. La caractéristique des espèces étant tirée en grande partie de la disposition et de la forme des saillies de la paroi, l'encroûtement de silice permet de détruire toutes les autres parties de l'individu et d'obtenir des préparations de la paroi, d'une grande netteté. Les ornements ont reçu, selon leur apparence, des noms différents : c'est ainsi que l'on appelle *nœuds ou nodules* de petites bosses lisses et arrondies semblables à celles qui sont représentées en *g* et en *k* dans notre figure du *Pinnularia viridis; area*, l'espace lisse et dénudé, *m*, qui entoure les *nœuds; raphé*, la ligne saillante, *r*, qui s'étend d'un nœud à l'autre; *stries*, les saillies nombreuses, allongées et parallèles, *a*, recouvrant les deux faces valvaires. Une amplification de 1000 à 1500 diamètres et la lumière oblique sont quelquefois nécessaires pour l'étude de ces ornements de la paroi; un grossissement de 400 fois et la lumière droite suffisent, il est vrai, le plus souvent. (V. page 15.)

Le contenu est coloré par des chloroplastides dont la teinte verte est voilée par une matière brune : la *diatomine* ou *endochrome*, que l'on fait disparaître facilement par la chaleur, l'alcool, les acides ; elle manque du reste chez les végétaux morts. Les chloroplastides ont la forme de plaques chez les *Placochromaticées* (Navicula, Gomphonema, Synedra), de granules chez les *Coccochromaticées* (Melosira).

Les Diatomées se rencontrent au bord des étangs ou des ruisseaux, là où l'eau est peu profonde et peu éclairée, parfois à la surface sous forme d'écume, mais plus souvent au fond, recouvrant les cailloux et la vase; on les trouve aussi le long des rochers maintenus humides par un écoulement d'eau constant; enfin, un certain nombre adhèrent aux végétaux submergés ou vivent entre les filaments des algues. Leurs colonies sont toujours reconnaissables à leur teinte fauve ; les Desmidiées se rencontren- à peu près dans les mêmes conditions, mais sont colorées de vert. Pour les recueillir, la saison froide est la plus propice, on arrachera une pierre du fond et on la brossera avec un pinceau dans une cuvette d'eau ; on passera une cuiller à la surface de la vase de façon à enlever les particules qui la recouvrent, la récolte sera conservée sous l'eau ; on séparera les Diatomées du sable par lévigation : en raison de leur légèreté elles se précipiteront en dernier lieu, ou mieux, en abandonnant la masse dans une

assiette et dans un lieu éclairé, mais à l'abri du soleil : après un, deux, trois jours, les Diatomées viennent à la surface du dépôt où on peut les récolter avec un pinceau après avoir décanté l'eau. En faisant courir entre le pouce et l'index, rapprochés et disposés parallèlement, les plantes aquatiques, on en détachera un mucus qui retiendra les Diatomées qui étaient fixées à leur surface. Les conferves seront égouttées sans pression aucune, rapportées dans un vase à la maison où on les agitera violemment dans une cuvette d'eau. On grattera la surface du rocher, on écumera la surface des eaux et on jettera le produit dans une éprouvette en l'agitant afin d'amener la précipitation des diatomées que l'on séparera ainsi des ordures plus légères. M. de Brébisson conseille pour isoler les Diatomées, d'enfermer la matière première dans un nouet de linge que l'on place au milieu d'une assiette pleine d'eau ; les végétaux qui sont mobiles traversent la membrane et se répandent dans le liquide. Les Diatomées se déplacent en effet par saccades, selon leur grand axe, sous l'influence de la lumière ; le fait est intéressant et très facile à constater sur les Diatomées montées dans l'eau. Comme ces plantes ne sont pas toutes également sensibles à cette action, les préparateurs habiles parviennent, en combinant les lévigations et l'action de la lumière, à isoler certaines espèces. Dans tous les cas on versera les Diatomées dans un vase à précipité et, lorsqu'elles en auront gagné le fond, on décantera la plus grande partie de l'eau de façon à rassembler la récolte dans quelques grammes d'eau. Les prises se feront avec une pipette, après agitation du vase pour détacher les petites plantes de la paroi. On étudiera d'abord les Diatomées vivantes, on fera ensuite une préparation spéciale de leur squelette. La première opération aura lieu dans l'eau ; pour observer également les faces valvaires et connectives, on imprimera avec l'aiguille de petites secousses à la lamelle pour obliger quelques frustules à se retourner. La deuxième opération réclame plusieurs jours ; jusque dans ces derniers temps on détruisait la matière organique soit par la chaleur en calcinant les Diatomées sur une lame de platine, soit au moyen de l'eau régale, soit en les traitant à une très douce chaleur par de l'acide chlorhydrique auquel on ajoutait petit à petit quelques cristaux de chlorate de potasse. L'action, dans le dernier cas, réclamait plusieurs jours et demandait à être terminée 1° par une immersion de 48 heures dans l'alcali volatil, après lavage à l'eau, 2° par l'action, prolongée pendant un temps au moins égal, de l'acide nitrique concentré et froid. Il y aurait toujours lieu de débarrasser les frustules, par de l'eau acidulée d'acide chlorhydrique, de l'oxyde de fer qui les souille. M. Brun tient le procédé suivant comme supérieur à tous : « Si l'on a un magma frais de Diatomées encore humides, on y ajoute des cristaux de *permanganate de potasse* et très peu d'eau (1 partie de sel pour 10 d'eau). La réaction doit durer

12 heures. Il est bon d'agiter le mélange mis au fond d'une fiole de 100 grammes et de placer cette fiole sur un fourneau chaud ou au soleil. Il faut ensuite remplir à moitié d'eau la fiole et ajouter un peu de magnésie calcinée (environ 50 centig.) qu'on laisse agir pendant 2 ou 3 heures, en agitant quelquefois. On verse alors, par petites doses de 1 gr. au plus et de 10 en 10 minutes de l'acide chlorhydrique. L'opération est terminée lorsque le contenu de la fiole est décoloré. On procède ensuite aux lavages, qui doivent être faits à l'eau distillée, et aux décantations habituelles. »

On monte quelquefois les Diatomées à sec, dans l'air; ce mode est défectueux. Il vaut mieux déposer sur une lame les frustules parfaitement lavées à l'eau distillée, les sécher complètement à une douce chaleur, les imbiber d'essence de térébenthine et les monter finalement dans le baume de Canada ou la solution chloroformique de résine dammar. On chauffe pour provoquer l'ébullition du véhicule et l'on enlève le feu aussitôt après les premières bulles.

Les Diatomées que l'on rencontre le plus souvent dans nos eaux sont les navicules (*n*, fig. 12, pl. XL), la *Synedra tenuis* (*sy*, même figure), les *Pinnularia viridis* (*pi*, fig. 13, même planche), le *Meridion circulare* (*mr*, fig. 14, pl. XL), le *Synedra Ulna* (*sg*, même figure) et les Gomphonema reconnaissables à leur pédoncule gélatineux et à leur forme en cône tronqué lorsqu'elles sont vues du côté connectif, celui qu'elles présentent ordinairement à l'état vivant.

Le guano, certaines terres, le tripoli contiennent des Diatomées à profusion. Pour en obtenir des préparations, on pulvérisera la masse avec les doigts, on tamisera, puis l'on traitera la poudre par un des procédés ci-dessus indiqués. Il est bon de séparer au préalable la silice par lévigation.

Depuis quelques années les falsificateurs ont substitué la gélose à la gélatine dans la confection des gelées alimentaires, mais cette nouvelle fraude peut être constatée aussi facilement que l'ancienne, car la gelée tirée des algues retient toujours un certain nombre des Diatomées commensales de celles-ci et leur présence dans la confiture ne laisse pas de doute sur la supercherie. Le laboratoire municipal de Paris les recherche de la façon suivante : il soumet à la dialyse 100 gr. de confitures; la gélose qui demeure dans l'appareil est jetée sur un filtre. Celui-ci et son contenu sont ensuite brûlés au moyen d'un mélange de 1 partie d'acide sulfurique et de 3 parties d'acide nitrique. L'opération terminée, on étend d'eau, on laisse reposer vingt-quatre heures. On décante doucement et l'on examine le résidu au microscope. Nous reproduisons, dans notre figure 22 de la planche XXXII, un Arachnoïdiscus trouvé ainsi dans une gelée de groseilles.

Les Desmidiées se rencontrent dans le fond des mares qu'elles tapissent.

On les recueillera comme les Diatomées. Elles seront étudiées dans l'eau et conservées à la façon des algues vertes. Les deux plus communes sont : 1° le *Cosmarium botrytis* qui affecte la forme de deux hémisphères, opposées par leur face plane, fixées en regard par une portion tubulaire

Fig. 225. — Agglomération de Diatomées fossiles appelée *Farine fossile* (d'après L. Marchand).

médiane, rétrécie; 2° le *Closterium lunula* (*cl*, fig. 13, pl. XL) croissant verdâtre, divisé en deux parties symétriques qui se terminent l'une et l'autre par une petite vacuole arrondie, incolores, dans laquelle s'agitent du mouvement brownien de nombreux granules. Les Desmidiées se reproduisent, comme les Diatomées, par conjugation, mais comme il faut compter absolument sur le hasard pour observer ces faits, nous les laisserons de côté.

Nous observerons maintenant le *Nostoc commune*, algue olivâtre qui se présente, lorsqu'elle est en bon état, en masses gélatineuses ondulées, plissées, de la grosseur du pouce; elle devient noire et papyracée par la dessiccation. On la rencontre sur la terre nue, dans les lieux humides ou dans les pâturages après la pluie; les bords de la Bièvre à Gentilly, près Paris, en sont riches. On choisira pour l'observation la partie qui semble la plus transparente sur les bords du thalle, on la portera dans une goutte d'eau sur le porte-objet où on l'étalera autant que possible et, la recouvrant d'une lamelle, on la soumettra à une légère pression. Cherchant ensuite avec une amplification de 500 diamètres au moins les parties les plus trasparentes, on distinguera (fig. 23, pl. XXXII) au milieu d'une masse amorphe gélatineuse, *g*, des files sinueuses de cellules olivâtres, sphériques, ayant l'aspect de véritables chapelets, car on rencontre çà et là sur leur parcours et aussi à leurs deux extrémités des cellules plus volumineuses, incolores ou jaunâtres : les *hétérocystes*, *h*, qui partagent le filament en autant de

portions ou *hermogonies*. Les hétérocystes épaississent d'une façon sensible leur paroi en leur point de contact avec les cellules colorées ou *cellules-articles*, *ca*. Ces dernières peuvent à un moment donné se gorger de matières nutritives, s'accroître sensiblement, enfin se recouvrir d'une membrane nouvelle et se transformer ainsi en spore.

Il est certes beaucoup plus commode, lorsqu'on peut disposer d'*Azolla caroliana*, d'étudier les Nostochinées sur l'*Anabæna azollea*, qui vit en commensal dans les lacunes dont sont creusés les lobes flottants de la feuille de cette plante. Il suffit en effet de dilacérer une de ces feuilles sur le porte-objet dans une goutte d'eau et d'exercer ensuite avec la lamelle une légère pression sur la préparation pour mettre en liberté dans le liquide un grand nombre de chapelets semblables à ceux que nous avons décrits chez le *Nostoc commune*; mais ceux-ci sont isolés, dépourvus d'une enveloppe commune de gélatine.

Les Oscillaires sont aussi des végétaux filamenteux qui, bien qu'appartenant au groupe des Cyanophycées (algues bleues), peuvent cependant se présenter avec des couleurs toutes différentes : l'*Oscillaria nigra* est brun foncé. Ces végétaux sont très communs et se rencontrent dans les mares, les eaux malpropres, les égouts, à la partie inférieure des murs et des maisons humides souillées de débris organiques où elles forment un revêtement vert bleuâtre, brun ou noir. Recueillies et jetées dans un verre contenant de l'eau, elles grimpent au-dessus du liquide, formant du côté du jour une sorte de voile qui baigne en partie dans l'eau, ce qui permet de les obtenir à l'état de pureté. Ces végétaux sont constitués par des cellules discoïdes empilées en nombre variable et dont on a parfois une certaine difficulté à apercevoir les cloisons séparatrices (*o* et *os*, fig. 12 et 13, pl. XL). Chaque cellule renferme un protoplasma granuleux, dépourvu de noyau. En fixant un filament au milieu du champ et le considérant pendant quelque temps avec attention, on pourra constater que sa masse entière est animée d'un mouvement de progression, puis que son extrémité oscille lentement de droite à gauche et en sens inverse. Ces choses peuvent s'observer sur toutes les espèces déposées dans l'eau ; il est du reste difficile d'indiquer une espèce plutôt qu'une autre comme sujet d'étude, en raison des difficultés de la détermination et, en fait, la chose a peu d'importance ; les filaments les plus volumineux sont les meilleurs. Ces végétaux se multiplient uniquement par scissiparité.

Une algue plus simple, monocellulaire, est le *Porphyridium cruentum*, qui doit son nom à sa coloration rouge foncé. On la rencontre toujours en nombreuse société, reliée à ses congénères par une masse gélatineuse, recouvrant la terre et les murs humides salpêtrés de nappes rouges que le vulgaire prend souvent pour des taches de sang. Si l'on distrait un peu de

la masse et qu'on la dissocie dans l'eau, on rencontre dans le liquide de la préparation des cellules rouges de deux formes différentes : les unes, qui semblent libres, sont sphériques, limitées par une paroi tellement fine qu'on a cru longtemps qu'elle manquait (fig. 24, XXXII, *a*), les autres sont polygonales, englobées dans la matière gélatineuse (*b*, même figure). Ce végétal semble ne se multiplier que par segmentation; les éléments nouveaux restent fixés aux anciens par la masse gélatineuse fondamentale.

CHAMPIGNONS.

Ascomycètes. — Le port et la structure des ascomycètes sont très variables. On rencontre parmi ces végétaux des êtres monocellulaires, d'autres pluricellulaires filamenteux ou massifs, constitués dans ce dernier cas par ce tissu mixte résultant de l'accolement de files de cellules que nous avons fait connaître à la page 112. Certains passent la mauvaise saison ou le temps pendant lequel ils se trouvent dans un milieu défavorable à l'état de vie latente en condensant certaines parties de leur mycélium en un corps résistant appelé *sclérote*. Possèdent-ils une reproduction sexuée? La chose est incertaine : par contre, on sait parfaitement qu'ils peuvent se multiplier au moyen de spores qui prennent naissance tantôt à l'intérieur de certaines cellules, *asques ou thèques*, d'où elles s'échappent par rupture de la paroi de la cellule mère, tantôt au sommet de certains rameaux, par un véritable bourgeonnement; les premières sont des *ascospores*, les secondes, des *conidies*.

Ces préliminaires posés, nous allons observer ces choses sur une série de végétaux convenablement choisis.

Les Saccharomyces, dont la place dans cette famille est encore incertaine, seraient les ascomycètes les plus simples, mais non les moins intéressantes

Fig. 226. — Multiplication du *Saccharomyces cerevisiæ* par bourgeonnement (Léon Marchand).

par le parti que l'homme en tire : elles provoquent presque toutes la formation d'alcool aux dépens des matières sucrées. Ces végétaux sont monocellulaires; ils se multiplient rapidement par bourgeonnement (fig. 226) et l'on voit souvent les générations successives rester accolées en chapelets

(fig. 227, *a*), ou en filaments (fig. 230) simples ou ramifiés. Chaque individu est recouvert d'une fine paroi de cellulose; il est constitué par un protoplasma d'autant plus granuleux qu'il se trouve dans des conditions d'existence plus mauvaises, montrant toujours une ou plusieurs masses fortement réfringentes et contenant un noyau que l'on met en évidence par une

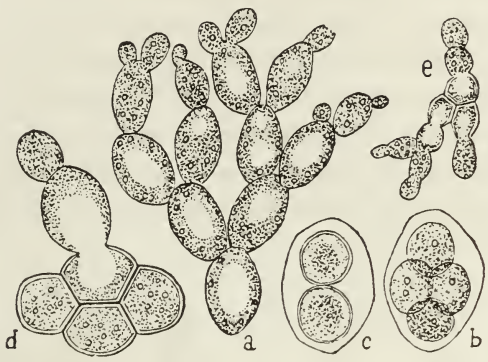


Fig. 227. — *Saccharomyces cerevisiæ*. *a*, colonie produite par le bourgeonnement; *b*, *c*, formation des ascospores; *d*, *e*, germination d'une triade et d'une tétrade de spores (L. Marchand).

immersion dans l'acide picrique concentré pendant 24 heures; lavage à l'eau distillée aussi parfait que possible et coloration par une immersion de 48 heures dans l'hématéate d'ammoniaque, liquide que l'on obtient en jetant quelques cristaux d'hématoxyline dans de l'eau distillée, et soufflant dessus du gaz ammoniac qui amène leur dissolution; la liqueur est étendue ensuite d'une grande quantité d'eau. On fait disparaître l'excès du colorant par des lavages à l'eau distillée.

Le Saccharomyces le plus répandu et le plus facile à se procurer est la levûre de bière (*S. cerevisiæ*) que l'on trouvera en bon état dans la mousse qui s'échappe par la bonde des fûts de bière en fermentation. On la rencontrera encore dans le fond de bouteilles de bière mousseuse ou chez les boulangers des villes qui l'emploient pour faire lever plus rapidement leur pâte; cette dernière, qui est débitée en petits pains, sera délayée 24 heures avant l'observation dans de l'eau sucrée où elle reprendra son faciès normal. La levûre peut être observée dans l'eau, mais si l'on veut assister à son bourgeonnement, on l'étudiera dans la chambre humide montée dans l'eau sucrée. On force le végétal à donner des ascospores en le plaçant dans un milieu pauvre en éléments nutritifs ou mieux qui en est totalement dépourvu. Le procédé le plus rapide consiste à choisir un cristallisoir et à fabriquer avec une vitre et une bande de papier ou de carton un gâteau de plâtre ayant exactement la forme du cristallisoir, tout en possédant 2 centimètres de moins en tous sens. Ceci fait, on prend une certaine quantité de levûre que l'on sépare par décantation de son milieu

fermentescible et on la délaye dans de l'eau distillée pour en faire une bouillie très fluide. On verse quelques gouttes de cette bouillie sur la surface polie du plâtre, en inclinant le bloc en tous sens pour répartir uniformément le liquide. L'opération doit se faire rapidement pour que la levûre s'étale uniformément sans former de plaques. On dépose alors le gâteau dans le cristallisoir (la face recouverte de ferment étant tournée vers le haut), et l'on verse, au moyen d'un entonnoir, de l'eau distillée entre les parois du vase et le bloc de plâtre jusqu'à ce que le niveau du liquide arrive à environ un centimètre au-dessous de la face supérieure du bloc. On protège le tout avec une plaque de verre. Dans ces conditions une partie de la levûre se détruit; dans les autres cellules, le protoplasma se condense en 2-4 points différents de la cellule; puis une membrane apparaît autour de chacune de ces

Fig. 228. — *Carpozyma apiculatum* (d'après L. Marchand).

Fig. 229. — *Saccharomyces ellipsoïdeus* (d'après L. Marchand).

sphères; cette membrane s'épaissit peu à peu, prend un double contour (fig. 227, *c*) et chaque organisme devient une spore. Par pression réciproque les spores congénères s'accolent et deviennent polyédriques. Elles entrent en liberté, tout en restant conniventes, par disparition de la paroi de la cellule mère. Selon les conditions de l'expérience, la formation des spores demande de 4 à 12 jours. La germination reproduit des cellules semblables à celles qui ont fourni les spores. La levûre basse qui agit vers 5-6° est plus petite, plus oblongue que la levûre haute qui produit la fermentation entre 16-20°; le diamètre de la première égale environ 9 μ, celui de la seconde 13 μ. Les spores n'ont que 4-5 μ d'épaisseur.

Le *Saccharomyces vini* est peut-être plus commun encore que la levûre de bière, car il constitue la *fleur de vin* du vulgaire. Il se développe rapidement à la surface de tout liquide alcoolique non acide, riche en matières organiques, tels que la bière, les gros vins rouges, lorsqu'on les

abandonne au contact de l'air, dans un cristallisoir ou simplement dans une bouteille en vidange. Il apparaît sous forme d'îlots blanchâtres et envahit peu à peu toute la surface du liquide qu'il recouvre d'une pellicule lisse d'abord, plissée, réticulée ensuite en raison de l'obstacle que la paroi du vase oppose à son développement. Quelques parcelles de ce mycoderme montées dans l'eau montreront qu'il est constitué (*b*, fig. 1, pl. XXXIX) par des cellules elliptiques, presque cylindriques parfois, ayant 6 à 7 μ de long, 2 à 3 μ de large. En brûlant l'alcool du vin, il rend *plat* celui-ci. Cultivé dans l'eau distillée, il donne des ascospores.

On pourra rechercher en temps propice dans de l'eau de lavage et mieux dans le moût des fruits en fermentation le *Carpozyma apiculatum* fig. 228), caractérisé par ses cellules en forme de citron, ayant 6 à 8 μ de long, 2 à 3 μ de large, et la disposition de ses bourgeons qui se placent à angle droit sur le globule mère. L'eau de lavage et le moût du raisin fourniront le *Saccharomyces cumpsoïdeus* (fig. 229), l'agent de la fermentation

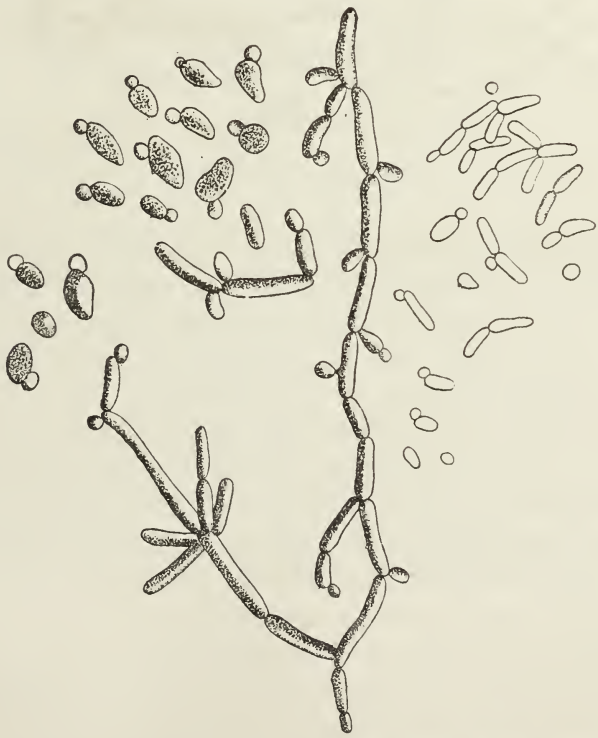


Fig. 230. — *Saccharomyces Pastorianus* (d'après L. Marchand).

alcoolique du sucre de raisin, reconnaissable à ses éléments elliptiques ayant 6 μ sur 4. Ce dernier est mêlé, vers la fin de la fermentation, au *S. Pastorianus* (fig. 230) bien distinct par ses cellules cylindriques ou clavi-

formes, pouvant atteindre, à l'état d'adulte, 22 μ de long et 5 μ de large.

Nous terminerons par le *S. albicans*, champignon du muguet, qu'on se procure aisément, mêlé à des cellules épithéliales, en grattant avec un scalpel la surface des ulcérations que l'on constate sur les côtés de la langue, à sa face inférieure ou vers les dernières molaires. On le montera préférablement dans de l'eau aiguisée d'acide acétique qui rend les cellules épithéliales plus transparentes. Les éléments de ce végétal sont cylindriques, beaucoup plus longs que larges; ils sont disposés en files et de

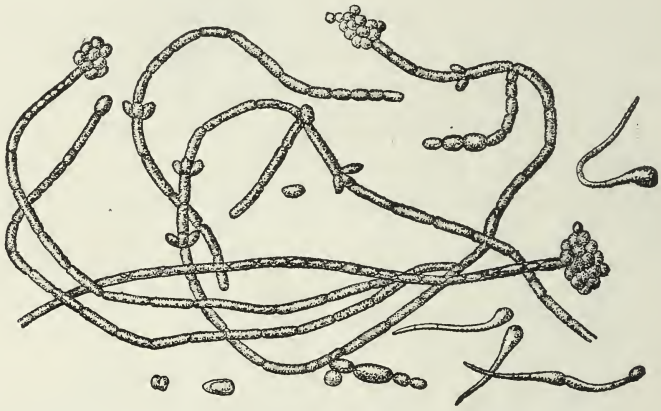


Fig. 231. — *Saccharomyces albicans* (d'après L. Marchand).

légers étranglements indiquent les points de jonction (fig. 231). Des bourgeons arrondis se développent en très grand nombre aux extrémités des cellules et y restent longtemps fixés en massifs mûriformes. Cultivés sous cloche, à l'abri de l'eau, sur des tranches de carottes, ces bourgeons donnent des cellules arrondies de 4 μ de diamètre.

Nous observerons la formation des *conidies* chez les agents de la FERMENTATION GALLIQUE : le *Penicillium glaucum* et le *Sterigmatocystis niger*, dont on provoquera le développement en faisant un décocté de 50 gr. de noix de galles dans 500 gr. d'eau, filtrant la liqueur bouillante et l'abandonnant au repos et à l'air, à 30°, dans un cristallisoir après l'avoir additionné de 0,1 pour 100 de nitrate d'ammoniaque et d'autant de cendres de levûres ou, plus commodément, de phosphate d'ammoniaque. Deux ou trois jours après, la surface du liquide présentera des îlots blanchâtres qui se recouvriront bientôt les uns, ceux qui sont formés par le Penicillium, d'une efflorescence verte, les autres, qui sont constitués par le Sterigmatocystis, de points noirs. Il arrive cependant de voir le Penicillium se développer seul dans les liqueurs pauvres en tanin, et le Sterigmatocystis se présenter sans mélange dans les solutions renfermant plus de 10/0 de ce produit. On fera bien de ne pas attendre longtemps après l'apparition de ces teintes

qui annoncent la formation des spores pour détacher avec des ciseaux fins quelques parcelles tenues au milieu des parties colorées et les porter dans l'eau sous le microscope. Dans tous les cas, on se trouvera en présence d'un feutrage d'hyphes incolores, cloisonnées, le thalle, sur lesquelles se dressent à angle droit les filaments porteurs de conidies. Là, s'arrête la similitude ; chez le Penicillium les filaments fertiles sont cloisonnés, divisés et se terminent (fig. 12, pl. XXXII) par des rameaux de plus en plus petits à l'extrémité desquels bourgeonnent successivement de petites spores sphériques vertes qui se disposent en chapelets. Les filaments conidifères du Sterigmatocystis ne sont point cloisonnés ; ils se terminent, à première vue, par une grosse sphère (fig. 13, XXXII) couverte de spores noirâtres, mais si l'on vient à imprimer à la lamelle une série de déplacements de haut en bas de façon à désorganiser ces sphères, on finit par remarquer que le filament se termine par une cavité volumineuse arrondie (dont nous avons simplement indiqué une partie infime en *t*, fig. 14, XXXII) supportant de nombreux rameaux *R*, donnant eux-mêmes insertion à des ramuscules *r*, au sommet desquels se produisent les conidies sphériques et noires représentées en *c*. Pour ne point laisser la porte ouverte à de fausses interprétations, nous ajouterons que ces végétations superficielles ne produisent pas le dédoublement du tanin et que, loin de là, elles se développent aux dépens de ce corps. Le mycelium n'agit comme ferment qu'à l'état submergé, et bien qu'alors il ne porte pas de spores, on peut encore reconnaître le Penicillium à ses flocons irisés, denses, constitués par des filaments plus minces que ceux du Sterigmatocystis dont l'enchevêtrement est plus lâche et ne donne point lieu à des jeux de lumière.

Si l'on possédait des spores de l'une ou de l'autre espèce, on pourrait procéder autrement (celles du Penicillium sont fort communes, elles constituent la poussière verte qui recouvre les objets moisis) et les ensemencer en les projetant à la surface du *liquide de Raulin*, dont on remplirait à moitié une cuvette de photographe, recouvrant d'une lame de verre et maintenant le tout à l'étuve à 35°. La composition de ce liquide nutritif fameux est la suivante :

Eau	1500.00
Sucre candi	70.00
Acide tartrique	4.00
Nitrate d'ammoniaque	4.00
Phosphate d'ammoniaque	0.60
Carbonate de potasse	0.60
Carbonate de magnésie	0.40
Sulfate d'ammoniaque	0.25
Sulfate de zinc	0.07
Sulfate de fer	0.07
Silicate de potasse	0.07

L'on s'adressera pour l'observation des *asques* aux pézizes, helvelles et morilles, champignons volumineux, comestibles, que l'on se procure facilement sur les marchés ou dans les bois. Les filaments sporifères recouvrent toute la partie supérieure du réceptacle qui est lisse chez les pezizes et les helvelles, fortement tourmenté chez les morilles ; ils y sont disposés parallèlement, pressés les uns contre les autres, formant une membrane : l'*hymenium*. On découpera dans cette partie une lamelle ayant 5 à 7 mm. de côté, on la fixera dans la pince de sureau et, l'y maintenant avec délicatesse, on la débitera en coupes aussi minces que possible que l'on étudiera dans l'eau. On obtiendra ainsi, en plus de l'hymenium (fig. 18, pl. XXXII), la couche *sous-hyméniale*, *shy*, et les filaments qui constituent la masse du réceptacle. Ceux-ci sont fort volumineux chez la *Peziza vesiculosa* qui nous a servi d'exemple, comparés à ceux de la couche sous-hyméniale, dont les éléments extrêmes, très fortement allongés, se disposent parallèlement pour former l'hymenium. On rencontre dans celui-ci deux éléments différents : les uns (*pa*) minces, 3-4 fois moins larges que les seconds, sont stériles et portent le nom de *paraphyses :* les autres (*th*), fertiles, contiennent 8 spores elliptiques protégées par une paroi bien distincte ; ils renferment en outre une matière granuleuse, mélange de substance albuminoïde et de glycogène qui se colore en brun-acajou sous l'action de la solution iodée-iodurée. Ces éléments sont les asques ou thèques montrant leurs ascopores.

La plupart des Lichens permettent aussi d'observer des asques, mais ce n'est pas pour cette raison que nous les étudierons, mais bien pour apprendre à connaître le *consortium* d'algue et de champignon qui constitue ces végétations. Nous prendrons d'abord le *Parmelia parietina*, lichen fort commun sur les troncs des arbres âgés, reconnaissable à son thalle foliacé, arrondi sur les bords, jaune verdâtre, portant çà et là de petites

Fig. 232. — Portion de thalle du *Parmelia parietina* montrant des apothécies.

coupes plus foncées, siège des asques, appelées *apothécies* (fig. 232). Nous choisirons un fragment de thalle portant une ou des apothécies bien développées et, l'ayant encastré dans la pince de sureau, nous le débiterons en tranches aussi minces que possible et nous monterons dans la glycérine acétique celles qui passent à la fois par les asques et le thalle. Ces préparations vues avec une faible amplification (fig. 33, pl. XXXII) montreront un tissu incolore *t*, le champignon, bordé de brun en certains points,

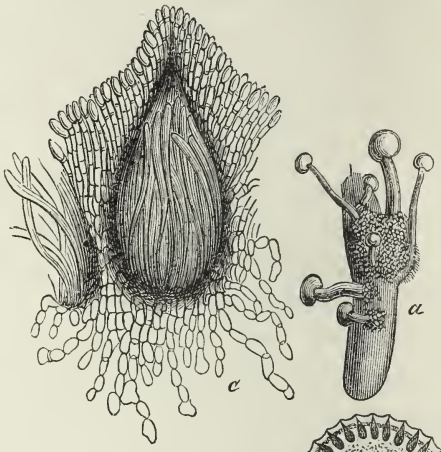
parcouru par une bande verte s'étendant sans discontinuité parallèlement à la face supérieure : la *couche gonidiale*, *g*, constituée par l'algue. Une amplification plus considérable montrera dans le thalle du champignon (fig. 34, XXXII) une *couche corticale*, *cc*, formée par des filaments polygonaux, pressés les uns contre les autres, et une *couche médullaire*, *cm*, dans laquelle les filaments arrondis s'enchevêtrent en laissant entre eux de larges méats. L'algue commensale *g*, est monocellulaire, sphérique, logée entre les filaments supérieurs de la couche médullaire. Les apothécies sont tapissées par le mélange d'asques claviformes *a*, et de paraphyses, *p*, que nous connaissons. La paroi des asques, constituée par de la *lichénine*, se colore en bleu par l'iode.

On peut aussi s'adresser au *Cetraria Islandica* que l'on peut se procurer dans toutes les officines, et le traiter comme le précédent après l'avoir fait tremper quelques heures dans l'eau. Il présente les mêmes éléments avec ces différences qu'entre l'écorce et la moelle se rencontre une couche dense de filaments dont la direction est perpendiculaire à celle des cellules de la couche corticale et que les gonidies, toujours sphériques, s'avancent assez profondément dans la moelle sans former cependant une seconde bande sur la face inférieure du thalle, comme c'est ordinairement le cas pour les lichens fruticuleux. Il nous présentera des faits nouveaux : si l'on examine avec un peu de soin les bords du thalle, on les trouvera hérissés d'un grand nombre de petites productions colorées (fig. 233), simples ou ramifiées, simulant des poils : ce sont des *spermogonies*, c'est-à-dire des conceptacles dans lesquels se produisent à l'extrémité des filaments qui les tapissent des spores linéaires, très petites, appelées *spermaties*, et qui appartiennent au champignon de même que les asques. On détachera quelques-unes de ces proéminences et, les plaçant entières dans la glycérine acétique, on recherchera la perforation qu'elles présentent au sommet (fig. 234); en en couchant d'autres dans la pince de sureau, on s'efforcera d'en obtenir des coupes longitudinales minces passant par le conceptacle afin d'étudier le mode de formation des spermaties.

Les asques ne sont point toujours externes; la TRUFFE (*Tuber melanosporum)* nous permet de le constater. Si l'on vient à tailler sur la face externe de ces végétations un cube d'environ 1 centim. de côté de façon à en obtenir des coupes de grande étendue, on distinguera sur celles-ci, avec une amplification faible, une zone foncée formant le revêtement, puis une couche plus claire, beaucoup plus épaisse, homogène, de laquelle partent à angle droit des lames d'un tissu semblable, s'enfonçant à l'intérieur et limitant des espaces occupés par un tissu moins dense, creusé d'un grand nombre de chambres sphériques occupées par des granules noirs : les asques et les spores. Avec un grossissement de 300 diamètres la partie externe foncée, qui forme avec

la suivante le *péridium*, se montre constituée par des éléments polyédriques (*pe*, fig. 6, pl. XXXII) à paroi épaisse, colorée de brun; les filaments qui viennent au-dessous *my*, sont aussi pressés les uns contre les autres, mais leur paroi est mince et leur union devient moins intime dans la partie profonde. Les lames perpendiculaires au péridium ont la même structure que la partie

Fig. 233. — Thalle de *Cetraria Islandica* portant des apothécies et des spermogonies.



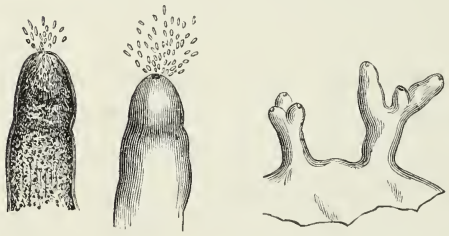


Fig. 234. — Spermogonies et spermaties du *Cetraria Islandica*.

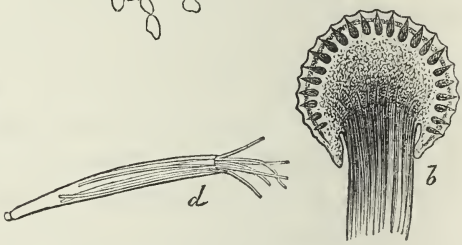


Fig. 235. — *Claviceps purpurea*. *a*, ergot portant des réceptacles ; *b*, coupe longitudinale médiane d'un réceptacle ; *c*, un conceptacle très grossi ; *d*, asque émettant ses spores.

intérieure de celui-ci (Voy. la partie droite de la figure 7, XXXII); leurs filaments enchevêtrés se déjettent peu à peu latéralement pour former les amas de tissu spongieux au milieu duquel leurs éléments terminaux se renflent en sphère et produisent successivement quatre spores noirâtres hérissées de pointes dans l'espèce qui nous occupe, se transformant ainsi en asque. On substitue parfois à cette espèce, la truffe fouine (*Tuber mesentericum*) qui lui ressemble assez extérieurement, mais que l'on reconnaîtra facilement à ses spores réticulées. Au point de vue qui nous occupe, la chose a peu d'importance, la structure étant la même dans les deux espèces.

L'ergot de seigle des pharmaciens nous fournira un exemple de *sclérote*. On en fera des coupes transversales et longitudinales que l'on montera dans l'eau ou la glycérine acétique. La structure de ce petit corps est simple : il est entièrement constitué par des filaments de cellules à parois

minces contenant en quantité une huile réfringente qui devient plus visible après action de l'iode. Les filaments extérieurs (*ex*, fig. 8, pl. XXXII) sont teints de violet et dus à la superposition de cellules cylindriques, assez longues, courant parallèlement au grand axe de l'ergot. Les éléments des filaments internes, incolores, sont ordinairement moins allongés, mais ils ne sont pas aussi courts que certains le prétendent; leur marche est onduleuse, et, selon la direction dans laquelle les a rencontrés le rasoir, ils se présentent (*in*, même fig.) avec une cavité arrondie ou elliptique. On jugera mieux de leur forme véritable sur les bords des déchirures des coupes où l'on rencontre souvent quelques parties de filaments détachées ; les cellules qui les forment y ont habituellement une longueur qui surpasse cinq ou six fois leur largeur. J'ai obtenu plusieurs fois les asques du *Claviceps purpurea* (fig. 235) en maintenant sur du sable mouillé et à une température moyenne de 15° des ergots de l'année, mais il ne me paraît pas que l'on puisse compter sur leur production, qui demande au minimum trois mois et est toujours fort capricieuse, pour approvisionner un laboratoire d'enseignement. En tout cas, on pratiquerait des coupes longitudinales du réceptacle et, se servant d'un faible grossissement, on étudierait d'abord la disposition des conceptacles en forme de bouteilles, propres aux *Pyrénomycètes*, puis avec une amplification de 500 diamètres au moins on observerait un conceptacle pris en particulier *c*, et les asques, renfermant huit spores filiformes *d*, qu'ils contiennent.

Basidiomycètes. — Nous rechercherons d'abord les organes reproducteurs caractéristiques des champignons de ce groupe chez l'*Agaricus campestris* dont nous connaissons la structure du chapeau (pag. 112). Nous choisirons un champignon bien développé dans lequel l'anneau, séparé de la marge, n'a plus d'adhérence qu'avec le pied, et laisse par conséquent voir facilement les lamelles rayonnantes support des basides. Ces lames hyméniales seront lie de vin pour se présenter en état convenable. Après avoir étudié leur disposition et leur attache sur un champignon entier, puis sur le même coupé longitudinalement en deux parties symétriques (fig. 236), on enlèvera trois ou quatre feuillets voisins et on les appliquera sans les isoler contre la face plane d'une moitié de bâton de moelle pour en obtenir, au moyen d'un bon rasoir et sans les léser, des coupes aussi fines que possible que l'on portera dans l'eau afin qu'elles y reprennent leur faciès primitif. L'ensemble de chaque coupe, vue à l'œil nu, aura l'aspect de la partie A de la figure 237. Si l'on étudie ces lames avec une amplification peu considérable d'abord (B), très forte ensuite (C et fig. 19, XXXII), on verra qu'elles sont formées de filaments sensiblement parallèles, mais qui se déjettent cependant un à un vers la périphérie où ils forment une couche sous-hyméniale *shy*, de petites cellules pour se terminer au delà par de longs éléments réunis en une

membrane : l'*hyménium*. On trouve dans celui-ci des cellules claviformes, les *paraphyses*, et des *basides h*, éléments de même forme que les précédents, mais s'en distinguant par deux prolongements grêles, les stérigmates *st*, à

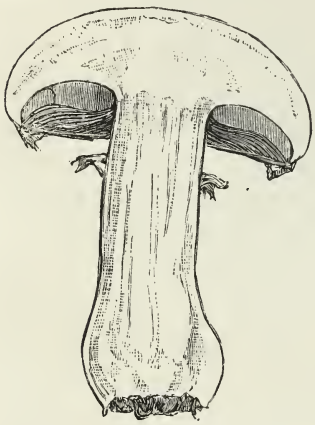


Fig. 236. — *Agaricus campestris*. Coupe longitudinale montrant l'anneau et la disposition des lames hyméniales.

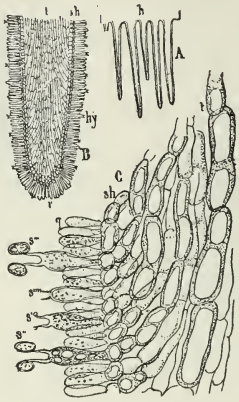


Fig. 237. — Étude de l'hyménium de l'*Agaricus campestris* (voir le texte).

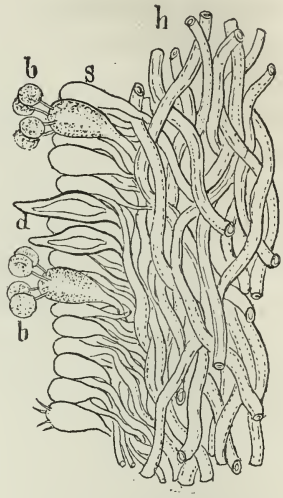


Fig. 238. — *Polyporus ignarius*. Coupe longitudinale de la région hyméniale: *h*, hyphas; *s*, paraphyses ; *b*, basides ; *d*, cystides.

l'extrémité desquels s'insèrent latéralement une spore elliptique *sp*, qui tombera en laissant le stérigmate en place.

On peut remplacer l'Agaric comestible par le cèpe ou la chanterelle, mais il est préférable de s'adresser aux coprins, russules, polypores (fig. 238) dont l'hyménium présente un troisième élément, des *cystides*, que certains regardent comme des basides avortées et qui se distinguent par leur taille considérable et leur forme en massue, en fer de lance (*d*, fig. III), ou leur terminaison amincie. Ces organismes sont surtout communs sur la tranche des lames. Les Agaricinées seront traitées comme le champignon dont nous venons de parler; quant aux polypores et aux bolets, on les étudiera sur des coupes transversales pratiquées dans la région des tubes; ces coupes seront perpendiculaires à la direction de ceux-ci. On devra même se borner avec les polypores à opérer sur la partie extrême des tubes, voisine de leur ouverture, qui peut seule montrer des basides si le champignon a plus d'une année.

En pratiquant des coupes très minces, perpendiculaires à la surface de ce champignon gélatineux, cérébriforme, jaune orangé, que l'on rencontre en hiver et au printemps sur les branches mortes : le *Tremella mesenterica*, on pourra, si l'on a eu soin de le recueillir recouvert d'une efflorescence jau-

nâtre, se faire une bonne idée de la structure des Trémellinées et observer une nouvelle variété de basides. La masse est uniformément composée (fig. 9, pl. XXXII) d'hyphes *h*, largement séparées par un mucilage incolore *g*. Vers la surface, les filaments se renflent à leur extrémité en une tête sphérique contenant un protoplasme orangé. Ces sphères sont simples d'abord; elles se découpent bientôt par des cloisons perpendiculaires en quatre quartiers et sur le sommet de chacune des basides *b*, ainsi développées, se produit bientôt un stérigmate qui s'allonge jusqu'à ce qu'il fasse saillie au delà de la surface gélatineuse, où il donne naissance à une spore blanchâtre *sp*, qui contribue à la formation de l'efflorescence dont nous avons parlé.

Urédinées. — Le type classique des végétaux de cet ordre est fourni par le *Puccinia graminis*, la rouille des céréales. Ce végétal étant *hétéroïque*, il est indispensable d'entrer dans quelques détails de son histoire pour permettre la récolte d'échantillons propices à l'étude. Le parasite envahit l'épine-vinette vers la fin d'avril et y développe son mycélium filamenteux (*m*, fig. 1, pl. XXXII) entre les cellules du mésophylle; huit à dix jours après, la face supérieure de la feuille se recouvre de points rouges (il s'en forme aussi quelques-uns sur la face inférieure), qui sont des conceptacles en forme de ballons, appelés *écidioles*, véritables spermogonies productrices des spermaties. Dix à quinze jours plus tard apparaissent sur la face inférieure des taches orangées, conceptacles en urnes ou *écidies* qui produisent des conidies orangées. Les *écidiolispores* propagent indirectement la maladie sur les Berberis; les *écidiospores* ne germent que sur certaines Graminées : le blé, l'orge, l'avoine, le chiendent, qu'elles contaminent. La nouvelle infection se fait vers la fin de mai, et, dès le milieu de juin, apparaissent sur la tige et les feuilles, surtout sur la partie engainante de celles-ci, des taches couleur de rouille en forme de nacelle : l'*uredo* ou rouille orangée des cultivateurs, qui par ses *urédospores* propage la maladie sur les Graminées. Lorsque la saison s'avance, les taches se foncent peu à peu pour devenir noires en fin de compte; le fait est dû à la production de spores nouvelles : les *téleutospores*, qui, avec le temps, se substituent entièrement aux urédospores (rouille noire). Les téleutospores passent l'hiver fixées sur les Graminées et ne germent qu'au printemps pour produire des spores spéciales, *sporidies*, qui ne se développent que sur l'épine-vinette, pour renouveler le cycle des phénomènes que nous avons décrits.

Nous récolterons donc les feuilles de Berberis vers la fin de mai (elles se conservent bien dans l'alcool à 90°); nous découperons dans leur intérieur des lamelles portant à la fois des écidioles et des écidies et nous en ferons des coupes transversales que nous monterons dans l'eau ou mieux dans la

glycérine étendue, alcalinisée par la potasse. Une amplification faible (fig. 239, C) nous fera saisir les différences de forme et la répartition des deux variétés de conceptacles. Un grossissement de 300 diamètres est ensuite indispensable pour analyser l'écidiole; on peut employer des objectifs moins puissants dans l'étude des écidies. Les spermogonies (*œ*, fig. 1, pl. XXXII) sont logées dans le tissu en palissade; jeunes, elles sont protégées par l'épiderme qu'elles percent plus tard pour laisser échapper par l'orifice un pinceau de poils et des spermaties minuscules, elliptiques, qui prennent successivement naissance de l'extrémité des filaments tapissant la chambre (fig. 9 XXXII). Les écidies (*ec*, fig. 1, XXXII) sont beaucoup plus volumineuses ; elles se développent aussi au-dessous de l'épiderme qu'elles percent également pour prendre finalement la forme d'une coupe limitée par un *peridium*, *p*, constitué par une assise unique de cellules polyédriques, orangées, chagrinées; on trouve au fond un véritable hyménium de cellules parallèles, produisant chacune un long chapelet de spores arrondies et orangées (fig. 3, XXXII).

Agissant maintenant sur des Graminées, nous étudierons la rouille soit au moyen de coupes transversales du végétal contaminé, passant par les taches (fig. 239, A, D), soit, plus rapidement, en grattant les points attaqués avec l'aiguille à cataracte et dissociant le produit dans une goutte d'eau (fig. 4-5, XXXII). La coupe montrera les filaments du champignon faisant saillie à l'extérieur par une déchirure de l'épiderme, implantés d'un côté dans le végétal, terminés de l'autre par les spores ; les préparations obtenues par arrachement fourniront les spores en bon état accompagnées d'une partie du filament générateur. La rouille rouge doit sa coloration aux urédospores qui sont assez volumineuses (fig. 5, XXXII), hérissées de petits tubercules et présentent nettement sur leur équateur quatre pores équidistants par lesquels s'effectue la germination. Les téleutospores de la rouille noire sont géminés ; ils ont une paroi brune fort épaisse (fig. 4, XXXII). En maintenant au printemps des fragments de Graminées atteintes de la rouille noire, dans une atmosphère humide et à une température douce, on verra sortir, après un temps fort variable, de chaque cellule des téleutospores un filament cloisonné (B, fig. 239) dont les quatre éléments terminaux, qui sont considérés comme des basides par certains auteurs, donnent chacun naissance, à l'extrémité d'un prolongement comparable au stérigmate, à une petite spore arrondie, la *sporidie*, qui, emportée par les vents, contaminera l'épine-vinette.

L'on rencontre souvent dans les blés, des épis rabougris couverts d'une poussière noire ; ils sont atteints de la maladie du *charbon* causée par une Ustilaginée, l'*Ustilago carbo*. Si on recueille un peu de cette matière noire et si on l'observe dans l'eau après l'avoir dissociée avec les aiguilles, on

trouvera (fig. 11, XXXII) qu'elle est constituée par deux corps différents : 1° des filaments gélatineux, le mycélium *m*, altéré, et, 2° de nombreuses petites spores noires, arrondies, échinulées, retenues en partie par la substance précédente. Les Ustilaginées ont en effet pour caractère de gélifier de

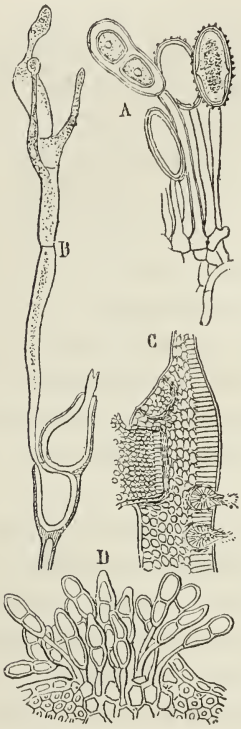


Fig. 239. — *Puccinia graminis*. C, écidie et écidioles sur la feuille de Berberis; A, mélange d'urédospores et de télentospores; D, rouille noire ; B, formation des sporidies.

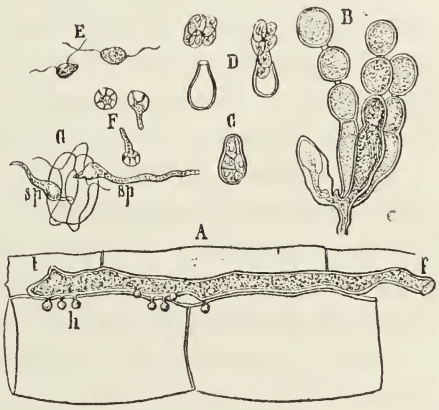


Fig. 239 *bis*. — *Cystopus candidus*. A, filament mycélien *f* portant des suçoirs *h* ; B, branches sporifères ; C, D, E, formation des zoospores ; F, G, germination des spores (d'après de Bary).

bonne heure leur réceptacle sporifère pour satisfaire à la nutrition des spores.

La rouille blanche des Crucifères est une maladie qui attaque fréquemment le *Thlaspi Bursa-Pastoris* des environs de Paris ; elle est causée par une péronosporée : le *Cystopus candidus* qui développe son mycélium dans les méats du végétal, tout en se nourrissant au moyen de suçoirs qu'il envoie dans la cavité des cellules voisines, comme on peut l'observer facilement sur des coupes longitudinales de tiges montées dans l'eau ou la glycérine alcalinisées par la potasse (A, fig. 239 *bis*). Il se multiplie par des conidies et aussi par des œufs qui prennent naissance à l'intérieur du végétal contaminé par copulation d'un pollinide et d'un oogone ; nous laissons ces derniers de côté. Pour former les conidies, le Cystopus déve-

loppe en certains points, au-dessous de l'épiderme, un véritable hyménium de filaments claviformes, parallèles, produisant par cloisonnement répété de leurs extrémités un chapelet de spores arrondies (B), qui entrent en liberté par rupture de l'épiderme. Tous ces faits peuvent se constater facilement sur des coupes transversales du végétal infecté, perpendiculaires aux taches.

Si l'on recueille quelques conidies mûres et si on les place dans une goutte d'eau et dans la chambre humide on les voit se gonfler, puis après deux ou trois heures s'allonger d'un côté et devenir ovoïdes. Plus tard, leur protoplasma se divise en 5-8 masses polyédriques (C) et, aussitôt après, la paroi se rompant dans la partie acuminée, le contenu s'échappe au dehors sans que les éléments qui le forment cessent de rester au contact (D). Ceux-ci acquièrent alors deux cils insérés sur le côté et dirigés l'un en avant, l'autre en arrière (E); en un mot, ils se transforment en zoospores qui se libèrent et parcourent le liquide pendant deux heures environ, après quoi elles perdent leurs cils, deviennent globuleuses, s'entourent d'une membrane de cellulose et produisent enfin un filament (F). Dans la nature où la germination se fait à la surface du végétal, le filament ainsi formé pénètre dans la plante en se glissant par les stomates (G).

Mucorinées. — Ces végétaux se développent rapidement soit à la surface, soit dans la profondeur de toutes matières végétales, ou animales, humides maintenues dans une atmosphère riche en vapeur d'eau, par exemple sous cloche ou entre deux assiettes. On emploie généralement le pain, des fruits, des oranges, des citrons, de la gélatine, de la viande, de la farine de lin, des excréments de vache, de cheval, de chien, de lapin, de chèvre, de rat, etc., qui constituent des milieux différents plus propices au développement spontané d'espèces distinctes; ainsi, c'est le *Rhizopus nigricans* qui apparaît le plus souvent sur le pain mouillé, le *Mucor mucedo* sur le crottin de cheval, le *Pilobolus cristallinus* sur la bouse de vache, le *Circinella umbellata* sur les crottes de lapin et de rat. Le même substratum peut cependant porter plusieurs espèces à la fois : sur le pain mouillé, le *Rhizopus nigricans* est souvent mêlé de *Mucor mucedo* dont les sporanges sont jaunâtres, puis brun grisâtre. Le pain mouillé se prête du reste à la culture de toutes les Mucorinées.

Nous nous adresserons de préférence au *Rhizopus nigricans* qui peut être facilement isolé du milieu nutritif à la surface duquel il vit et aussi en raison de ses caractères bien tranchés. On peut le cultiver sur des cerises, des fraises, mais il est préférable, pour l'obtenir, d'abandonner une tranche de pain mouillé entre deux assiettes. Après quelques jours, celui-ci sera recouvert de filaments blancs et constellé de points noirs. Saisissant alors quelques filaments avec les pinces, on les isolera avec les ciseaux en ayant

soin d'entraîner avec eux quelques points noirs et on les montera dans l'eau. Examiné avec un faible grossissement (fig. 15, XXXII), le végétal rappelle le fraisier par son aspect : il présente de longs filaments incolores *t*, jouant le rôle des coulants, sur lesquels s'insèrent çà et là et dans le même point d'un côté, sur la face qui correspondait au substratum, des crampons noirâtres radiciformes, du côté opposé, plusieurs filaments également colorés, légèrement divergents, terminés par une tête noirâtre : un sporange *sp*, dont nous allons indiquer la formation et la structure pour faire comprendre les manipulations nécessaires pour l'étude. Cet organe se forme aux dépens de la partie terminale du filament dans laquelle s'accumule une grande quantité de protoplasma, après qu'elle s'est renflée pour recevoir celui-ci ; il s'isole ensuite par une cloison convexe, la columelle (*co*, fig. 16, XXXII), qui fait saillie dans l'intérieur de la sphère. Son protoplasma se transforme en une multitude de petites spores bleu noirâtre ayant de 6 à 10 μ de diamètre, après quoi la paroi du sporange se déchire circulairement vers son point d'attache sur la columelle et les spores entrent en liberté. On recherchera d'abord un sporange indemne et, l'examinant avec une amplification de 200 diamètres, on en verra la paroi, hérissée de cristaux minuscules d'oxalate de chaux, maintenant la masse des spores. Fixant ensuite un sporange mûr et déhiscent reconnaissable à sa forme spéciale rendue irrégulière par la dissémination d'une partie des spores, on achèvera la dissociation de celles qui sont encore réunies en animant le cower à plusieurs reprises d'un mouvement de bas en haut et *vice versâ :* la columelle dégagée deviendra visible ainsi que la trace que laisse sur elle l'insertion de la paroi du sporange. Il est vrai que l'on rencontre parfois et même assez souvent dans la préparation de ces columelles dénudées, ce qui supprime une partie de la manipulation. On remarquera aussi que les filaments qui constituent le végétal ne sont point cloisonnés, si ce n'est dans les points où la partie vivante a éprouvé le besoin de s'isoler des parties mortes.

Le *Rhizopus nigricans*, cultivé dans un air confiné, donne naissance à des *zygospores*. Pour les obtenir, on place de la mie de pain fraîche dans un flacon à large ouverture lavé à l'eau bouillante, et on l'ensemence avec des spores de Rhizopus délayées dans de l'eau bouillie, après quoi on ferme hermétiquement le flacon. Quinze jours ou trois semaines après, la conjugation commence à se produire entre filaments voisins plongés dans le milieu nutritif. Deux filaments placés en regard envoient l'un vers l'autre un processus (*a*, *b*, fig. 17, XXXII), ceux-ci contractent d'abord adhérence entre eux, puis séparent par une cloison leur extrémité, riche en protoplasma, après quoi, les contenus de ces cellules de nouvelle formation se mêlent par suite de la disparition des parties de leur paroi qui sont

adossées. La zygospore (*z*), ainsi formée, s'arrondit, atteint 200 μ de diamètre, divise sa paroi en une exospore mamelonnée bleu noirâtre et une endospore incolore, tandis que l'un des prolongements se renfle autant que la zygospore.

Nous terminerons par l'observation de l'*Hygrocrocis arsenicus* (fig. 10. pl. XXXII) qui nous donnera une bonne idée du faciès de ces végétations qui envahissent les solutions salines et aussi bien celles qui sont inoffensives que celles qui sembleraient être à l'abri de toute attaque de cette sorte : les solutions d'acide arsénieux, de bichromate de potasse, des sels de mercure même. L'*Hygrocrocis arsenicus* apparaît, dit M. L. Marchand, sous forme de taches lactescentes dans les solutions arsenicales des officines. Ces taches semblent constituées d'abord par globules très ténus. Plus tard, le nuage grossit, des filaments cloisonnés *m* apparaissent dans son intérieur ; ces filaments, s'amplifiant, passent du blanc au gris et du gris au brun, et alors ils se modifient de deux manières : les uns demeurent réguliers, à cellules plutôt allongées, à contenu homogène; les autres ont un contenu granuleux, des cellules égales en tous sens, et deviennent bossués. Les premiers portent des conidies; les seconds, des conceptacles en forme d'ampoules étirées en poire, qui s'entr'ouvrent au sommet pour laisser sortir deux ou trois spores hyalines.

SCHIZOPHYTES OU BACTÉRIACÉES

Les Schizophytes ou Bactériacées sont des êtres monocellulaires, infiniment petits, mobiles, entièrement dépourvus (sauf un petit nombre) de chlorophylle, de forme simple : sphérique, cylindrique, droite ou arquée, cubique. Lorsqu'ils se trouvent dans des conditions favorables, ils se multiplient par cloisonnement et isolement des individus ainsi formés; mais, comme la scission ne suit pas toujours immédiatement la genèse, on les rencontre souvent en colonies dont l'aspect varie avec le mode de cloisonnement des individus. Les *Bactériées*, qui se divisent toujours dans la même direction, chez lesquelles, par conséquent, les cloisons nouvelles sont toutes parallèles, restent assemblées en chapelets, filaments ou spires selon la forme de leurs éléments; les *Méristées* engendrent des membranes en se segmentant selon deux directions perpendiculaires; les *Sarcinées*, qui se cloisonnent selon trois directions perpendiculaires, se présentent ordinairement en massifs. Leur protoplasma est tantôt homogène, diaphane, tantôt granuleux ; il possède des propriétés toutes spéciales (dues, sans doute, à la diffusion de la substance du noyau dans sa masse) qui se traduisent par une affinité considérable pour les couleurs d'aniline ; cette affinité

a été utilisée pour son étude; sauf chez quelques espèces chromogènes, il paraît incolore sous le microscope, bien que beaucoup de bactéries, cultivées sur un milieu solide, vues en masse à l'œil nu ou à la loupe, soient colorées très diversement. Le protoplasma des Beggiatoa contient de petits cristaux de soufre.

Une membrane très fine, que l'on met en évidence par les contractants : la solution alcoolique d'iode, etc., est appliquée sur le protoplasma; elle n'est pas toujours constituée par de la cellulose, mais semble être entourée dans tous les cas d'une gaine de gélatine qui tantôt est rudimentaire et reste propre à chaque individu, tantôt devient immense et, alors, en se confondant avec celle des individus voisins, forme des pelotes molles, énormes en certains cas, appelées *zooglœes*, dans lesquelles la masse de la gélatine l'emporte de beaucoup sur celle du végétal. C'est à un fait de cet ordre qu'est due la formation des *mycodermes* (sortes de membranes recouvrant en quelque cas d'un voile les liquides de culture) qui sont constitués par une quantité innombrable d'individus reliés par une proportion parfois si faible de gélatine que celle-ci échappe à l'observateur. La paroi est généralement incolore; elle peut se teinter soit par des produits de sécrétion de la cellule, soit par des dépôts de certaines matières étrangères (*crenothrix*, sesquioxyde de fer). Les bactéries rondes sont animées d'un mouvement de balancement; les cellules cylindriques progressent en oscillant sur leur grand axe; les filaments spiralés se déplacent en se vissant dans le liquide. La gélatine des zooglœes retient les bactéries prisonnières; épaisse, elle les immobilise; moins consistante, elle leur permet un mouvement de fourmillement, qui a fait qualifier d'*essaims* ces agglomérations d'individus mobiles (*e*, fig. 12, XL). Lorsque les conditions extérieures deviennent mauvaises, surtout lorsque le milieu nutritif s'épuise, les bactéries se détruisent, mais en laissant à leur place des corps, *spores durables* de Pasteur, chargés de les reproduire. Ces spores se forment les unes à la façon des cellules végétatives, c'est-à-dire par cloisonnement de celles-ci, mais en diffèrent ordinairement par la forme ou la taille (*B. arthrosporées* de de Bary); les autres prennent naissance à l'intérieur des cellules végétatives, qui font parfois provision d'aliments pour les former (granulose, — *Bacillus amylobacter*); ces dernières apparaissent comme des noyaux très petits qui s'amplifient rapidement, tout en restant moins volumineux que la cellule productrice, bien qu'une de leurs dimensions puisse égaler ou surpasser une de celles de la génératrice (*B.* en tètard), elles se recouvrent finalement d'une membrane très résistante et entrent en liberté par désorganisation des cellules mères (*B. endosporées*). Ces spores ont une vitalité très grande : elles peuvent résister à l'alcool absolu et à une température de 150° dans un milieu sec.

Les naturalistes, pensant que la forme était constante chez les Bacté-

riacées et que les plus proches parents affectaient le même aspect, ont désigné ces végétaux, selon la nomenclature linnéenne, par un nom de genre tiré de leur faciès, un nom d'espèce fourni par une de leurs qualités les plus saillantes, mais l'évolution de certains d'entre eux ayant été suivie d'un bout à l'autre, on s'est aperçu que ces êtres étaient éminemment polymorphes et que l'on plaçait dans des genres distincts le même individu à des stades différents. Il y a donc lieu de changer complètement les appellations actuelles, mais cette œuvre ne pourra être entreprise avec fruit que lorsqu'on aura étudié l'évolution complète d'un grand nombre de bactéries et la chose n'a été faite que pour un très petit nombre d'entre elles. Nous nous arrêterons sur ces formes d'autant plus intéressantes à connaître que la pratique ordinaire fournit presque toujours les schizophytes à l'état de mélange (cela en raison de la quantité énorme de bactéries qui nous entourent tant à l'état de spores dans l'atmosphère, qu'à l'état végétatif dans l'eau et à la surface de toute matière susceptible de leur fournir des aliments) et nous ferons connaître les noms par lesquels on les désigne. Pour abréger et faciliter les recherches, nous présentons cette énumération sous forme de tableau, (pages 368 et 369).

Un milieu nutritif donné, exposé librement à l'air, devrait toujours renfermer une grande variété de bactéries, mais la concurrence vitale, facilitée par une accommodation plus rapide de certaines espèces à telle ou telle alimentation en réduit bientôt le nombre, et parmi celles qui demeurent certaines l'emportent de beaucoup sur les autres. La chose est heureuse et a permis à l'homme, en créant des milieux convenables, d'utiliser certaines espèces, mais, même dans ce cas, les cultures sont impures et le produit principal toujours impur, souillé par l'action des parasites ; cependant, l'on peut utiliser ces cultures pour faire connaissance avec les bactéries ; l'espèce recherchée, beaucoup plus abondante, saute toujours aux yeux ; les autres peuvent être, même dans ce cas, fort utiles en fournissant des observations fortuites, très intéressantes parfois. Ces cultures sont faciles à faire et ne réclament que peu d'instruments, quelques ballons et cristallisoirs, une étuve. Il n'en est pas de même lorsque l'on veut étudier de plus près les microbes, obtenir des cultures pures ; la chose demande une installation absolument appropriée et coûteuse, sous peine d'arriver immanquablement à des résultats déplorables : un laboratoire spécial, une grande quantité de verrerie *ad hoc;* des étuves, des bains-marie. Tout ce que l'on touche doit être *stérilisé*, c'est-à-dire traité par des toxiques comme l'alcool absolu ou une solution de sublimé corrosif à 5 p. 1000, ou bien soumis à une température assez élevée et prolongée suffisamment pour tuer absolument toutes les bactéries ou leurs spores. L'alcool absolu ne tue pas toutes les spores ; certaines cellules végétatives résistent à 70° ; tandis que les spores

des bactéries et des microcoques sont tuées par la température de l'eau bouillante, celles des bacilles placées dans un milieu sec peuvent résister à 170°. Les instruments seront passés dans la flamme de la lampe à alcool, et même, portés au rouge au moment précis où on en fera usage; pour résister à ces traitements, ils seront en platine, en nickel ou en verre. Les ballons, les godets, les lames, les cloches, etc., parfaitement propres, lavés à l'eau stérilisée, bien secs, seront maintenus quatre heures dans une étuve chauffée entre 180 et 200°. Les matières nutritives liquides ou liquéfiables par la chaleur seront enfermées dans un ballon stérilisé, que l'on fermera à la lampe, et maintenus pendant deux heures au moins dans un bain saturé d'azotate de soude ou de chlorure de sodium, ou bien seront portées plusieurs jours de suite à la température de 100° pendant dix minutes. On peut, il est vrai, éviter dans des cas déterminés une partie de ces opérations : la température de l'eau bouillante permet de séparer les bacilles des micrococcus, des bactériums et des moisissures qui ne résistent pas à cette chaleur; les aérobies, auxquels l'oxygène est indispensable, seront tués par le vide, laissant la place aux anaérobies.

Les *cultures* se font dans des milieux neutres liquides ou solides ; les premiers sont des infusions végétales, de l'urine, des solutions salines (eau 1000; tartrate d'ammoniaque 10; phosphate de potasse 1; sulfate de magnésie 0,2; chlorure de calcium 0,1; ou bien : eau 100; albumine soluble 1 gr.; phosphate de potasse 0,2; sulfate de magnésie 0,04; chlorate de chaux 0,02), du bouillon salé et surtout du bouillon salé peptonisé que l'on peut préparer au moyen de viande de bœuf, de mouton, de veau ou de porc, dépourvue de tendons, de graisse et d'os. Un kilogramme est mis à bouillir pendant 5 heures dans 4 litres d'eau; on laisse refroidir le bouillon jusqu'au lendemain, on enlève la graisse qui s'est figée à la surface, on rétablit le volume de 4 litres, on ajoute 1 p. 100 de peptones solides et 5 gr. par litre de chlorure de sodium, on neutralise exactement par le bicarbonate de soude ou le phosphate trisodique et l'on stérilise en ballon clos à la température de 110°. Les principaux milieux solides sont des pommes de terre cuites, des œufs durs et surtout les bouillons peptonisés solidifiés par la gélatine ou l'agar-agar. Les pommes de terre sont nettoyées, plongées pendant une heure dans une solution de sublimé à 5 p. 1000, cuites par un séjour d'une demi-heure dans l'étuve à vapeur, puis au sortir de là fendues en deux avec un couteau flambé et les morceaux enfermés dans une chambre humide formée d'une cloche et d'un cristallisoir stérilisés. Les œufs durs sont privés de leur coquille, lavés au sublimé, portés à l'étuve, puis traités comme les pommes de terre. La *gélatine nutritive* s'obtient au moyen de viande hachée préparée comme il vient d'être dit; en prenant un kilog. on l'additionne de son poids d'eau froide; après deux heures de macération

- SCHIZOPHYTES se cloisonnant
  - toujours dans la même direction (BACTÉRIÉES). Leurs éléments peuvent être
    - sphériques (*Sphérobactéries*).
      - isolés
        - petits ..... *Micrococcus* (fig. 243).
        - gros ..... *Macrococcus*.
      - réunis
        - deux par deux ..... *Diplococcus* (*a*, fig. 1, XXXIX).
        - en chapelet ..... *Streptococcus* ou *Torula* (fig. 26, XXXVIII).
        - en grappe ..... *Staphylococcus* ou *Punctula*.
        - par l'intermédiaire d'une masse gélatineuse (zooglœes)
          - pleine, dans laquelle elles sont disposées
            - sans ordre ..... *Ascococcus* (fig. 241).
            - en chapelet ..... *Leuconostoc*.
          - se découpant en réseau ..... *Clathrocystis*.
    - cylindriques,
      - assez courts parfois pour se confondre avec les Micrococcus (*Microbactéries*). Isolés, en amas ou en zooglœes. Forme
        - cylindrique ..... *Bacterium* (fig. 240).
        - en fer de lance ou en citron ..... *Rhabdomonas* (fig. 246). ou *Clostridium*.
      - longs et réunis en filaments
        - droits (*Desmobactéries*).
          - isolés, comprenant
            - peu d'éléments ..... *Bacillus* (fig. 240).
            - un grand nombre d'éléments. Filaments
              - nus,
                - minces, mal cloisonnés ..... *Leptothrix* (fig. 21, XXXII).
                - gros, contiennent du soufre ..... *Beggiatoa* (*be*, fig. 12, XL).
              - munis d'une gaine,
                - simples ..... *Crenothrix*.
                - ramifiés en fausse dichotomie, parfois onduleux ..... *Cladothrix*.
          - réunis en massifs
            - directement ..... *Polybacteria*.
            - par une matière gélatineuse ..... *Ascobacteria* (*c*, fig. 12, XL).
        - arqués (*Spirobactéries*).
          - ne comprenant jamais qu'un très petit nombre de cellules ..... *Vibrio* (fig. 240).
          - à éléments nombreux, unis en spires
            - libres
              - courtes rigides
                - dépourvues de soufre ..... *Spirillum* (fig. 240).
                - avec soufre ..... *Ophidomonas* (fig. 242).
              - longues, flexibles
                - tours nombreux, serrés ..... *Spirochæte* (fig. 244).
                - à extrémités rapprochées par une inflexion médiane ..... *Spirulina*.
              - rubanées ..... *Spiromonas*.
              - ramifiées, avec des parties droites ..... *Streptothrix* (fig. 247).
            - réunies par une masse gélatineuse ..... *Myconostoc* (fig. 245).
  - dans deux directions perpendiculaires. Thalle membraneux se dissociant en tétrades carrées ..... MÉRISTÉES
  - dans trois directions perpendiculaires. Thalle massif se dissociant en cubes ..... SARCINÉES (fig. 13, XXVIII).

Fig. 240. — *a*, *Bacterium punctum* *b*, *Bacterium termo*; *c*, vibrion; *d*, bacille; *e*, Spirillum (Lewis).

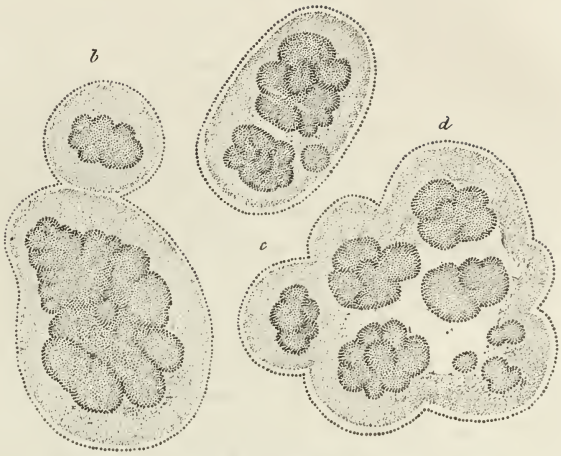


Fig. 241. — *Ascococcus Billrothii*, d'après Cohn.

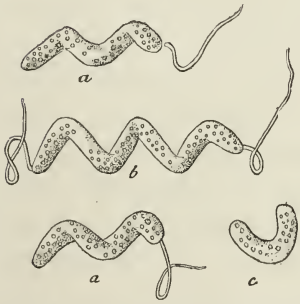


Fig. 242. — *Ophidomonas sanguinea*, d'après Cohn.

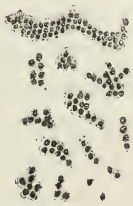


Fig. 243. — *Micrococcus vaccinæ*, d'après Cohn.

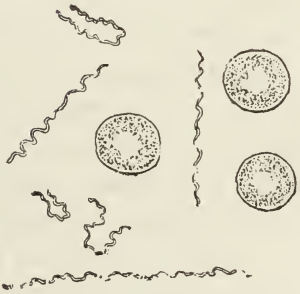


Fig. 244. — *Spirochæte Obermeieri*, d'après Weigert.

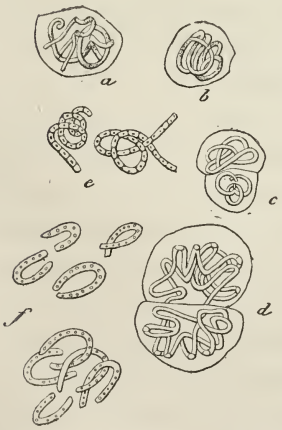


Fig. 245. — *Myconostoc gregarium*, d'après Cohn.

Fig. 246. — *Rhabdomonas rosea*, d'après Cohn.

Fig. 247. — *Streptothrix Foersteri*, d'après Cohn.

dans un lieu aussi frais que possible on exprime le suc; on fait bouillir le résidu pendant 2 heures dans un kilog. d'eau; on exprime de nouveau, réunit les deux colatures, amène leur poids à deux kilos et les additionne de 10 gr. de sel marin et de 20 gr. de peptones solides. On porte à l'ébullition, ajoute 200 gr. de gélatine bien pure et bien blanche que l'on fait fondre à une douce chaleur; on neutralise par le bicarbonate de soude; enfin, après avoir maintenu le liquide une demi-heure à 100°, on le filtre au papier dans un entonnoir *ad hoc* maintenu à cette température. On le recueille dans un matras stérilisé où on le conserve à l'abri des poussières de l'air soit en étirant le col à la lampe, soit en le fermant au moyen d'un tampon de coton stérilisé. Cette gélatine nutritive fond à 30° centigr. et ne peut servir que pour les cultures faites au-dessous de 22°; lorsqu'on doit dépasser ce point, on abaisse la proportion de gélatine à 2 p. 100 et l'on substitue à la quantité soustraite $0^{gr},5$ à 1 gr. p. 100 d'agar-agar pulvérisé qui donne une masse encore résistante à 40°.

Pour utiliser les liquides nutritifs, on coupe d'un trait de lime le col du ballon qui renferme la provision et l'on divise rapidement son contenu entre des matras stérilisés en employant une grosse pipette stérilisée : les chances de contamination sont presque nulles si l'on agit rapidement. Les matras de Pasteur sont les plus commodes; ce sont des ballons à fond plat dont le col rodé à l'extérieur peut se fermer par un bouchon qui le coiffe à la façon d'un bonnet. Ce bouchon est creux et se continue par un tube, ouvert à l'extrémité, dans lequel on engage un tampon de coton que l'on stérilise en même temps que le reste de l'appareil. Ces matras sont abandonnés trois semaines au moins dans une étuve à 25° centigrades et l'on n'utilise après ce temps que ceux dont le contenu est demeuré parfaitement limpide; ils sont seuls exempts de tout microbe et propres à être ensemencés. On emploie aussi un ballon portant une tubulure latérale, fermée à la lampe, que l'on ouvre pour introduire le liquide et l'ensemencer, après quoi elle est refermée aussitôt au feu (fig. 248).

Les cultures sur gélatine se font dans des tubes à essais, dans des godets, sur des lames de verre (fig. 249). Les tubes à essais étant bien propres et secs sont fermés par un bouchon de ouate ayant 2 à 3 centimètres de longueur, puis sont stérilisés à l'étuve à la température de 180°; on liquéfie la gélatine nutritive au bain marie et avec une pipette on en verse 10 centimètres cubes dans chaque tube que l'on débouche et rebouche rapidement. On porte ces tubes à 100° pendant une heure, puis on les abandonne trois semaines à l'étuve à 20° pour éliminer ceux qui sont contaminés. On ramollit une dernière fois la gélatine et on laisse refroidir les tubes sur un plan incliné de façon à développer la surface libre du contenu qui va se solidifier de nouveau. Les tubes sont prêts alors.

Les godets sont des vases cylindriques de 3 à 5 centimètres de diamètre,

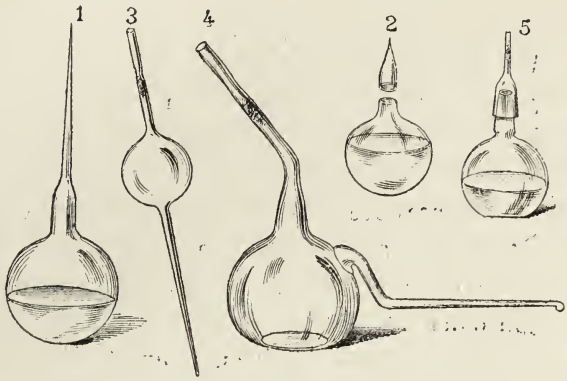


Fig. 248. — Appareils employés pour la culture des bactéries dans un milieu nutritif liquide. 1, Ballon à provision encore clos; 2, le même ouvert, préparé pour la division de son contenu entre les matras de culture. 3, Pipette. 4, Ballon de culture à tubulure latérale. 5, Matras de Pasteur.

à fond plat, à bords verticaux, profonds de 1 à 2 centimètres seulement

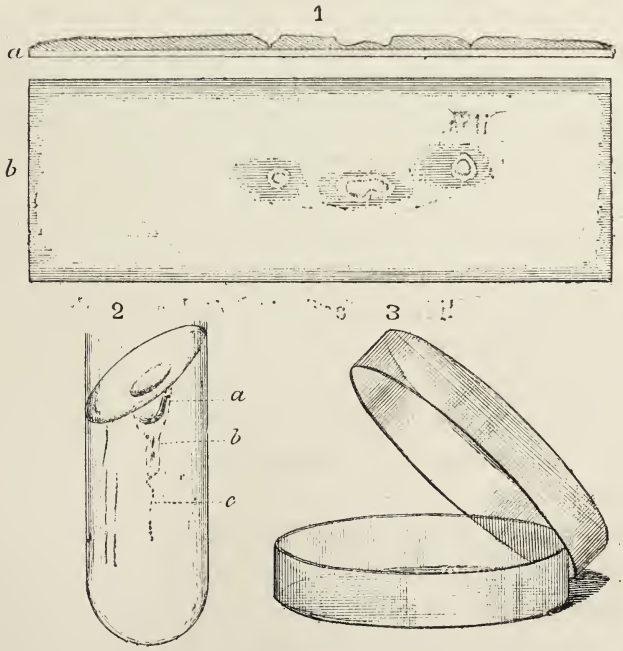


Fig. 249. — Culture des *bactéries* sur gélatine nutritive. 1, Colonies de bacille du choléra sur lame (ensemencement superficiel); *a* vues de profil; *b*, vues de face. 2, Culture ancienne de bacille virgule en tube de gélatine (ensemencement par piqûre) : *a*, bulle d'air; *b*, colonne liquéfiée; *c*, axe nucléaire de végétation (d'après Nicati et Rietsch). 3, Godet à culture.

pour permettre l'examen à la loupe et au microscope ; d'autres vases exacte-

ment semblables, un peu plus larges et à rebords un peu plus bas, leur servent de couvercles. Ces vases étant stérilisés à l'étuve ou par le flambage, on soulève le couvercle, y coule la gélatine, replace le couvercle et laisse refroidir sur un plan bien horizontal. Comme lame de verre on prend des porte-objets ordinaires, on les stérilise et on verse à la surface de la gélatine en l'étendant avec une baguette flambée; l'épaisseur de la couche ne doit pas dépasser quelques millimètres.

Pour obtenir de la *semence* pure d'un liquide de culture impur, on répartira également par l'agitation une goutte de ce liquide dans 40 centimètres cubes d'eau stérilisée contenue dans un matras également stérilisé; on fera une seconde dilution dans les mêmes conditions avec 1 centim. cube de la première et 40 centimètres cubes d'eau; puis, une troisième avec 5 centimètres cubes de la seconde et 40 centim. cubes d'eau. On prélèvera alors une certaine quantité de celle-ci avec une pipette et on en laissera tomber une goutte au plus dans chaque flacon renfermant les matières alimentaires. La gélatine nutritive peut rester solide ou être liquéfiée préalablement et la goutte d'eau répandue uniformément dans son épaisseur; on peut dans ce cas laisser la culture se faire dans un tube ou vider la gélatine dans un godet ou sur une lame. Par ce procédé, il ne tombe en général qu'un seul microbe dans chaque vase; il faut avoir soin cependant d'ensemencer toujours un nombre assez considérable de récipients, car certains d'entre eux peuvent demeurer stériles, d'autres abriter une espèce qui n'est pas celle que l'on recherche, enfin, quelques-uns peuvent recevoir des germes de plusieurs espèces différentes. La semence se présentant à l'état pulpeux (colonies sur gélatine, etc.), on l'effleurera avec un fil de platine stérilisé que l'on plongera dans le corps nutritif liquide ou bien il sera promené à la surface du milieu solide de façon à y étaler la substance, ou encore enfoncé d'un centimètre environ dans la gélatine. On dilue quelquefois la matière dans l'eau distillée et alors on retombe dans le premier cas. Les bons opérateurs, après avoir répandu la matière à la surface d'un premier tube à gélatine, en contaminent immédiatement un second avec un peu de substance prise avec un nouveau fil à la surface du premier, puis un troisième avec un peu du deuxième, enfin un quatrième avec le troisième.

Les cultures sont portées à l'étuve et y sont maintenues à la température la plus convenable pour le développement de l'espèce mise en expérience qui est comprise ordinairement entre 20° et 40°. L'étuve doit posséder un régulateur de température. Lorsqu'on agira sur de petites quantités de matière, on fera bien de faire usage de l'étuve de d'Arsonval que construit Wiesnegg.

Les bactéries se développent plus facilement dans les milieux liquides, mais encore y a-t-il à faire un choix judicieux de ceux-ci; ils ont le

désavantage de permettre aux espèces de se mêler sans que l'expérimentateur, à moins qu'il ne soit d'une habileté consommée, s'aperçoive de ce contre-temps fâcheux. Les germes emprisonnés dans la gélatine ou déposés à la surface d'un aliment solide désorganisent bien les parties qui les entourent et même les liquéfient parfois, mais ce dernier phénomène ne se produit jamais avec une intensité assez grande pour permettre la dispersion de leurs descendants; ceux-ci restent assemblés en massifs dont la forme et la coloration sont caractéristiques pour chaque espèce. On étudie ces colonies à l'œil nu, puis avec des amplifications de 15 et de 60 diamètres; l'état de leur surface, leur façon de se comporter avec leur milieu nutritif doivent être soigneusement notés. En tout cas, les colonies, même dans les cultures impures, sont, au moins dans les premiers temps, parfaitement isolées les unes des autres si l'ensemencement a été exécuté avec soin, ce qui permet de faire des prises sur chacune d'elles pour étudier les individus qui les forment et aussi pour se procurer, comme nous l'avons dit, de la semence pour des cultures pures.

Les bactéries prises en particulier sont fort petites : certains micrococcus n'atteignent pas un demi μ de diamètre; les dimensions des bâtonnets oscillent entre 0 μ, 1 et 4 μ pour la largeur et 1 à 10 μ pour la longueur, aussi faut-il des jeux de lentilles fort puissants pour les étudier. Pour des observations passagères, telles que celles que l'on fait dans un laboratoire d'enseignement général, une amplification de 600 diamètres avec des objectifs à sec (oc. 3, obj. 8, Verick) peut suffire à la rigueur à la condition de ne pas multiplier les exemples, car, pour la raison que cette amplification ne permet pas la distinction des espèces de la même tribu, l'élève se fatigue vite et le doute, les idées fausses, envahissent son esprit. En fait, l'étude des bactéries réclame des objectifs à immersion, homogènes ou non, pouvant fournir un grossissement de 1000 diamètres au minimum, combinés avec un éclairage Abbé convenablement diaphragmé. (V. pag. 13 et 23.)

On étudiera d'abord dans la chambre humide les bactéries vivantes en déposant sur la lamelle une goutte du bouillon de culture ou en délayant dans une goutte d'eau un fragment de colonie. On observera ainsi les mouvements de ces êtres et, si les conditions sont favorables, leur multiplication et aussi la formation des spores. On en fera ensuite des préparations colorées. Les substances qui sont le plus souvent employées pour teinter les bactéries sont le violet de méthyle B (fuchsine de Bâle), le violet 6 B et le violet de gentiane, dont on prépare des solutions concentrées en mêlant à 100 centimètres cubes d'eau distillée saturée d'aniline (eau distillée 100; huile d'aniline 5, agitez, filtrez) 10 centimètres cubes d'une solution alcoolique saturée de violet et 10 0/0 d'alcool absolu; ces solutions sont employées en cet état ou diluées, au millième au moins, dans l'eau distillée.

En remplaçant dans la préparation précédente l'eau ou une partie du bouillon par une goutte de solution aqueuse étendue de violet, les bactéries deviennent plus visibles en condensant la matière colorante dans leur intérieur sans cesser de vivre pour cela. Pour obtenir des préparations durables dans lesquelles les bactéries tranchent bien sur le fond incolore, on déposera un peu de la substance à observer sur le couvre-objet et, après l'y avoir étalée, on la laissera sécher ; on la passera ensuite 3 à 4 fois au-dessus de la flamme d'une lampe à alcool pour fixer les albuminoïdes, puis, ayant versé dans un verre de montre une certaine quantité de la solution colorante concentrée, on fera flotter la lamelle à la surface du bain, la face couverte de bactéries plongeant dans le liquide, et on l'y abandonnera un temps variable: suivant l'espèce, l'immersion durera depuis 1/4 d'heure jusqu'à 48 heures. Ayant retiré la préparation de la teinture, on lui fera subir l'un des deux traitements suivants : 1° on la plongera quelques minutes dans une solution composée de $I = 1$; $KI = 2$; $HO = 300$, où elle prendra une coloration brun foncé ; on la soumettra alors à l'action de l'alcool absolu qui enlève toute la matière colorante sauf celle qui s'est fixée sur les bactéries; on achèvera sa déshydratation par l'essence de girofles et on la montera au baume de Canada; 2° la lamelle lavée à l'eau distillée est plongée pendant une minute dans une solution aqueuse au centième de sublimé corrosif; lavée de nouveau à l'eau distillée ; traitée par l'alcool absolu pour enlever l'excès de matière colorante, puis montée dans le baume après action de l'essence de girofles.

Il est parfois avantageux de remplacer l'essence de girofles par celles d'origan, de térébenthine, de bergamote ou de cèdre. Le baume de Canada doit être employé pur, conservé pour plus de commodité dans des tubes semblables à ceux dans lesquels sont logées les couleurs fines broyées à l'huile, ou dilué dans l'essence de térébenthine ou le xylol. Le baume chloroformé, qui décolore les bactéries, doit être proscrit. Il en est de même de la glycérine pour une raison semblable; on la remplacera dans les préparations à véhicule liquide par une solution saturée d'acétate de potasse.

Nous avons supposé jusqu'à présent avoir affaire à des bactéries plus ou moins libres ; on peut avoir à étudier des microbes plongés au milieu de tissus. Dans ce cas, on les y fixerait en même temps que l'on durcirait la masse en plongeant celle-ci pendant plusieurs jours dans une quantité notable d'alcool absolu, après quoi la matière serait débitée en coupes minces par les procédés habituels, puis traitée comme il a été dit par les colorants violets. Si les bactéries étaient engagées dans des tissus minéralisés (os, dent), on traiterait ceux-ci par le liquide de Kleienberg (solution aqueuse saturée d'acide picrique 100, acide sulfurique 3; filtrez et ajoutez : eau distillée 300) qui durcit ces tissus en les décalcifiant. Certains trouvent bon de colorer les

bactéries et d'appliquer ensuite sur leur substratum une matière colorée qui ne se fixe pas sur les microbes déjà teints. C'est le procédé de la *double coloration* pour lequel on suit ordinairement la méthode d'Ehrlich. Dans certains cas on teint les bactéries en violet et le fond en rouge : on emploie alors la solution concentrée de violet de méthyle B préparée comme il a été dit plus haut. Les lamelles doivent rester au contact du bain pendant une heure tandis que les coupes y séjourneront 24 heures. On les traite ensuite par l'acide azotique étendu de 3 fois son poids d'eau avec lequel on les lave rapidement. On les passe dans l'eau distillée, on les immerge ensuite pendant quelques minutes dans une solution aqueuse d'éosine, de coccinine, de safranine ou même dans le picrocarminate; on les traite finalement par l'alcool, l'essence de girofles et on les monte dans le baume. On peut teinter les bactéries en rouge et le fond en bleu : on agit comme précédemment, en remplaçant le violet de méthyle par quantité égale d'une solution alcoolique concentrée de fuchsine (chlorhydrate de rosaniline) et les solutions aqueuses destinées au fond par des liquides contenant des bleus de méthylène ou de quinoléine ou de l'hématoxyline. On ne doit pas remplacer ces dernières par des verts, comme cela a été conseillé quelquefois : le vert étant complémentaire du rouge.

Nous décrirons maintenant quelques bactéries faciles à se procurer et bien définies pour faire application sur elles des principes précédents : obtention, culture, coloration, etc. Nous ne multiplierons pas ici les exemples, car nous aurons à faire connaître un grand nombre d'espèces à propos des applications du microscope. Nous renvoyons nos lecteurs qui ne se trouveraient pas satisfaits aux chapitres traitant des analyses de l'air, de l'eau, du vin, etc.

On se procurera facilement le *Micrococcus* (*Diplococcus*) *aceti*, microbe aérobie qui cause l'acétification de l'alcool, en abandonnant au contact de l'air et en repos tout liquide alcoolique contenant 2 0/0 au moins d'acide acétique. L'opération réussit mieux avec des liqueurs pauvres en matières albuminoïdes : le vin blanc, par exemple. Le liquide étant maintenu à 20°, se recouvrira totalement et en peu de jours d'un voile blanc, uni et mince : le *ferment acétique* à l'état de mycoderme. Si l'on vient à plonger une baguette de verre dans le liquide, elle traversera le voile sans le submerger et, lorsqu'on la retirera, elle entraînera avec elle une certaine quantité du végétal. Ayant porté celui-ci sous le microscope, on le verra constitué, si la culture est jeune, par de petites sphères de 1 μ, 5 de diamètre accolées deux par deux, mais si l'époque de l'ensemencement est plus reculée, on trouvera au milieu des diplocoques des chaînettes provenant de la multiplication du végétal par segmentation (fig. 1, pl. XXXIX, *a*). Lorsque l'ensemencement se fait mal et que les germes submergés se développent au

milieu du liquide, l'aspect de la végétation est tout autre : au lieu de flotter à la surface qu'elle ne touche pas pour ainsi dire, elle est immergée au moins en grande partie et se présente, non plus comme un voile blanc, mais comme une couenne jaunâtre, mucilagineuse, glissante, qui, après être devenue fort épaisse, tombe au fond du vase. Vue au microscope, cette matière est constituée par une quantité innombrable de diplocoques plongés dans une masse mucilagineuse considérable : c'est une zooglœe. On rencontre aussi à sa surface les végétations les plus diverses : Bactériacées, levûres, Mucorinées. Le milieu de culture le plus favorable au développement du *Micrococcus aceti* serait, d'après M. Pasteur, un liquide formé de : eau de levûre de bière contenant 2 à 5 millièmes de substances dissoutes, 100; acide acétique cristallisable 1 à 2; alcool 3 à 4. L'ensemencement se fait avec une tige plongée dans un mycoderme du premier genre. Certains regardent le *Diplococcus aceti* comme un Bacterium étranglé en son milieu.

Toutes les urines ammoniacales renferment une quantité plus ou moins grande du *Streptococcus ureæ*, ferment aérobie qui transforme l'urée en carbonate d'ammoniaque. Il suffit, pour se le procurer, d'abandonner pendant quelques jours, dans un endroit chaud, un cristallisoir contenant de l'urine récemment émise : le Streptococcus se trouve bientôt dans toute la masse, et il suffit le plus souvent de plonger une baguette dans le liquide et d'observer au microscope la goutte qu'elle a entraînée pour y rencontrer le végétal (fig. 26, pl. XXVIII). Mais suivons M. Van Tieghem qui nous donne les conditions dans lesquelles il faut se placer pour obtenir une culture dans de bonnes conditions : « Dans le cas, exceptionnellement réalisé, où la torulacée se développe seule, le liquide reste limpide, la fermentation est prompte et le dépôt qui se forme au fond du vase est exclusivement constitué par les chapelets et les amas de globules mêlés à des cristaux d'urates et de phosphate ammoniaco-magnésien. Si la torulacée n'est accompagnée que d'infusoires, ce qui est le cas le plus général, la fermentation, quoiqu'un peu ralentie, est encore facile; mais s'il apparaît, outre les infusoires, des productions végétales dans le liquide et à la surface, la torulacée se développe péniblement et la transformation est très lente, le liquide pouvant rester acide ou neutre des mois entiers. Si, au lieu d'abandonner l'urine aux chances variables qu'y introduit l'ordre d'apparition des germes de l'air, on la place à l'étuve dans un flacon bouché, en y ajoutant une trace du dépôt d'une bonne fermentation, la torulacée se développe seule et un ou deux jours suffisent pour que l'urée disparaisse. Le ferment qui se développe au sein du liquide et surtout au fond du vase où, en s'accumulant, il forme un dépôt blanchâtre, est constitué par des chapelets de globules sphériques, sans granulations, dont le diamètre est de 1 μ, 5 environ. » L'urine est le meilleur milieu de culture; ce liquide

puisé dans la vessie au moyen d'une sonde préalablement stérilisée par le flambage est, sauf le cas de maladie, exempt d'organismes. Il est plus simple et plus sûr, il est vrai, de la neutraliser aussitôt la miction et de la stériliser par la chaleur.

Nous n'avons pas encore vu de spores, les Bacterium et les Micrococcus n'en ont point, les bacilles vont nous permettre de les observer.

Le *Bacillus amylobacter* est l'agent anaérobie de la fermentation butyrique (*B. butylicus*) et de la désorganisation des matières cellulosiques. Ses spores sont tellement répandues dans l'air qu'il suffit, pour l'obtenir, d'abandonner dans un flacon fermé des tranches de pomme de terre, des pois cassés, des cotylédons de haricots, plongés dans l'eau ordinaire, pour le voir se développer, désorganisant les tissus en se nourrissant des parois et communiquant au liquide une odeur repoussante en lui donnant une réaction acide. Il est surtout abondant au fond du vase, à la surface et à l'intérieur de la matière nutritive. Il suffit d'étaler sur une lame un peu de la matière pulpeuse qui revêt celle-ci et de la monter dans l'eau pour y rencontrer le Bacillus en grande quantité. Il se présente ordinairement en bâtonnets ou en filaments droits, mobiles ou immobiles, de 6 à 20 μ de long sur 1 de large; mais il est polymorphe et peut prendre l'aspect d'un œuf ou celui d'un Spirillum (*S. amyliferum*); enfin il se modifie assez lors du développement des spores, qui, en raison de leur volume au moins égal à celui des bâtonnets, causent une hypertrophie de l'individu au lieu où elles siègent, pour avoir été pris pour un Clostridium lorsque la spore était centrale, et avoir reçu le nom d'Urocephalum lorsque la spore placée à une extrémité lui donnait l'apparence d'un têtard. Du reste, toutes les variétés du bacille sont susceptibles de produire des spores, ce qui complique encore les choses. Toutes les formes peuvent se rencontrer à la fois dans la même préparation, car le bacille produit des spores après quelque temps de séjour dans le milieu acide, tout en continuant à se multiplier par cloisonnement au moyen des individus plus jeunes. On mettra à profit pour l'étude de la formation des spores ces connaissances : 1° que la granulose apparaît dans les individus qui vont produire un *corps durable;* 2° que le dépôt de granulose respecte le point dans lequel se formera la spore; 3° qu'à la maturité de la spore la granulose disparaît en même temps que le protoplasma ; par conséquent, si l'on traite une préparation par le réactif iodé, les cellules végétatives se coloreront en jaune, les cellules qui vont former des spores en bleu, sauf en un point qui prendra la teinte jaune, les individus contenant des spores mûres ne se teinteront point. Il ne se produit ordinairement qu'une spore par cellule ; elle entre en liberté par gélification de la génératrice et peut rester entourée de gelée. Ces corps mesurent 2 à 2 μ, 5 de longueur, 1 μ de largeur. Les cultures pures se feront dans des liqueurs renfermant de

l'amidon soluble, de la dextrine, du glucose, du sucre de canne, additionnées de nitrate d'ammoniaque et de matières minérales. On portera le liquide à 100°, on y projettera la semence et on l'éloignera immédiatement du feu, car les spores du *Bacillus amylobacter* ne résistent pas plus de 5 minutes à la température de l'eau bouillante ; cette façon de procéder, fondée sur la résistance des spores de ce Bacillus à la chaleur, donne plus de garantie pour l'obtention de cultures pures.

Nous apprendrons maintenant à reconnaître le *bacille de la tuberculose* et nous le rechercherons dans les crachats des pthisiques où on le rencontre tantôt à l'état végétatif, c'est-à-dire sous forme de bâtonnets un peu arqués en S, toujours immobiles, mesurant de 2 à 6 μ de longueur, et 0 μ,5 de largeur, tantôt ayant formé ses spores et possédant alors l'apparence d'un Streptococcus constitué par les 4-6 spores ovoïdes qui ont pris naissance dans le bacille. Pour le distinguer au milieu des substances avec lesquelles on le rencontre (mucus, albumine, leucocytes, granulations graisseuses, globules sanguins, poussières abandonnées par l'air, *Leptothrix buccalis)*, on prend une parcelle de crachat, on l'étale par pression entre deux lamelles qu'on sépare en les faisant glisser l'une sur l'autre; on la laisse sécher à l'air et on la passe dans la flamme de la lampe à alcool, après quoi on fait nager les lamelles pendant une demi-journée au moins à la surface du bain colorant concentré au violet de méthyle B ou à la fuchsine, placé dans un endroit chaud ; après ce temps, on lave les préparations avec de l'acide nitrique étendu de trois fois son poids d'eau dont l'action ne doit pas durer plus d'une demi-minute ; on termine par un lavage à l'alcool (1). On peut observer alors la préparation montée dans l'eau ; il vaut mieux la traiter par l'essence de girofles et la monter dans le baume. En raison de l'indice de réfraction très élevé de cette matière, M. Brun lui préfère les huiles de colza et de ricin et surtout un liquide composé de : glycérine 10 ; glucose du commerce 40 ; alcool camphré 10 ; eau 140. Il recommande aussi de neutraliser complètement l'acide nitrique par un lavage dans l'eau chargée d'huile d'aniline, on évite ainsi la décoloration qui se produit toujours dans les préparations privées incomplètement d'acide.

Nous chercherons des formes nouvelles chez le *Leptothrix buccalis* qui vit sur la muqueuse buccale d'où il descend, paraît-il, jusque dans l'intérieur des poumons. Mais, pour l'obtenir sûrement, on grattera avec la pointe d'un scalpel la face linguale des dents de façon à en détacher un peu de tartre dentaire, ou encore, on fouillera avec l'aiguille à cataracte la cavité d'une dent cariée (dont on l'accuse d'être le désorganisateur) et dans tous les cas

(1) Ces deux lavages peuvent se confondre en faisant usage d'alcool absolu additionné d'un centième d'acide nitrique.

on dissociera le produit sur une lame dans une goutte de salive. Le Leptothrix apparaîtra sous forme de filaments grêles souvent réunis en touffes (fig. 21, XXXII), mêlés à des cellules épithéliales, des leucocytes, des granulations calcaires et graisseuses, des débris d'aliments, du mucus et si la matière provient d'une dent cariée, des prismes de l'émail, généralement brisés. Ces filaments sont immobiles, leur longueur et leur largeur sont variables, car ils se divisent facilement en articles bactéri- ou bacciliformes, et si le diamètre transversal de quelques-uns atteint 1 μ, beaucoup se présentent avec des dimensions moindres de moitié. Les articles qui composent ces filaments sont aussi inégaux et on en rencontre quelques-uns dans chaque filament qui présentent avec l'iode la réaction de la granulose. Entre les filaments se trouvent de petites zooglœes irrégulières formées par un Micrococcus très petit que le traitement par l'iode met plus facilement en évidence. En délayant la masse dans l'eau, on met en liberté : 1° des filaments d'une extrême ténuité, contournés en un tire-bouchon présentant de 3 à 6 tours de spire et de 10 à 20 μ de longueur, que l'on avait baptisés *Spirochæte dentium ;* 2° un Bacterium en virgule qui se meut de mouvements vifs et brusques. Les recherches récentes tendent à prouver que ces quatre microbes ne sont autre chose que le Leptothrix à des états différents, fait que rend fort probable la constitution hétérogène des filaments qui présentent le faciès classique de ces végétaux.

Les mares à eau croupissante, celles qui renferment des oscillaires, les vases dans lesquels on laisse pourrir des algues filamenteuses (Spirogyra, Conferva, Vaucheria), des fragments d'écorces recouvertes de *Protococcus viridis*, contiendront presque toujours de beaux exemplaires du *Spirochæte plicatilis*, constitué par des filaments très fins de 110 à 120 μ de longueur formés par des éléments arqués et onduleux qui donnent à la spire générale un aspect fort tourmenté ; ils se vissent dans le liquide avec une très grande rapidité, mais leurs mouvements alternent avec des périodes de repos.

Ayant fait ainsi certainement connaissance avec les principales formes des Schizophytes, nous passerons à un sujet nouveau, l'étude des tissus animaux.

ZOOLOGIE

DES CELLULES ET DES TISSUS ANIMAUX.

Généralités. — La cellule animale possède en fait la même constitution que la cellule végétale : elle présente un corps protoplasmique composé essentiellement de protoplasma hyalin et de microsomes, limité par une membrane cutanée, renfermant, sauf dans des cas très rares, un noyau organisé absolument comme celui des plantes ; les vacuoles y sont peu communes et celles qu'on y rencontre sont le plus souvent contractiles, c'est-à-dire susceptibles de s'annihiler sous la pression du protoplasma, pour reparaître plus tard lorsque cesse cette action ; elle contient en outre des produits de réserve et de désassimilation. Le protoplasme est ordinairement nu et ce fait suffit pour imprimer aux tissus animaux un faciès tellement différent de celui que possèdent les tissus végétaux, que toutes les personnes qui se sont adonnées entièrement, tout d'abord, à l'étude des uns ont ensuite une certaine peine à s'habituer aux autres. La division du travail physiologique étant poussée beaucoup plus loin chez les animaux supérieurs que chez les végétaux qui leur sont comparables, les formes cellulaires sont plus nombreuses chez les premiers. Enfin, l'absence de paroi distincte du corps protoplasmique facilite à un tel point la formation de symplastes que l'on rencontre fréquemment chez les animaux des individualités physiologiques (fibre musculaire striée, etc.) manifestement pluricellulaires, mais dont on ne connaît pas encore la constitution élémentaire d'une façon indiscutable, ce qui ne simplifie point l'histologie animale.

Ces principes posés, nous vérifierons quelques-uns des faits que nous venons de faire connaître. Nous choisirons nos exemples de façon à faire constater en même temps certaines des propriétés du protoplasme qui sont faciles à observer chez les animaux en raison, justement, de l'absence de paroi chez la cellule : la contractilité, les déplacements amiboïde et ciliaire, etc...

Ayant détaché d'un foie aussi frais que possible quelques petits morceaux, on les plongera pendant 24 heures dans un liquide dissociant : l'alcool au tiers ou le sérum iodé (1). Grattant alors doucement leur surface avec le scalpel, on en détachera une pulpe brune qui, étant dissociée sur une lame dans un peu du liquide provenant de la macération, montrera au microscope une grande quantité de petites masses polyédriques de 25 à 30 μ de diamètre : les cellules hépatiques, qui se présentent avec un contour très net, un protoplasma granuleux réticulé et un noyau central également réticulé possédant plusieurs nucléoles (fig. 6, pl. XXXIV). On pourra y rencontrer en outre des granulations pigmentaires foncées, de petits globules très réfringents de graisse, ce qui est presque normal chez les êtres civilisés et domestiqués, enfin des gouttelettes jaunes de 1 à 2 μ de diamètre, qui se résolvent au milieu du protoplasma si l'on vient à traiter la préparation par l'eau. Ces dernières sont formées par de la bile, comme le prouve la coloration rouge-violet que prend l'élément en additionnant le véhicule 1° d'un tiers environ de son volume d'acide sulfurique, 2° d'une petite quantité d'une solution aqueuse à 25 p. 100 de sucre de canne. Le noyau et le corps protoplasmique deviendront plus évidents si on les traite par le carmin ou le picrocarminate d'ammoniaque, comme il a été dit à la page 43.

On se procurera ensuite des *Amœba princeps* (le protée) dont on rencontre de nombreuses variétés dans l'eau douce aérée de nos mares, de nos bassins et de nos rivières. Ils rampent à la surface des dépôts vaseux qui recouvrent les plantes et les pierres submergées et ne sont pas rares au printemps sur les lentilles d'eau. Les ayant détachés soit par le grattage au moyen du scalpel, soit avec un pinceau, soit par agitation violente de leur support dans une petite quantité d'eau, on les étudiera dans le liquide qui les baigne, entre la lame et la lamelle disposées à la façon ordinaire ; ils se fixeront immédiatement à l'un ou à l'autre des verres et, dès qu'on les aura aperçus, ils seront faciles à suivre, bien qu'ils glissent continuellement à leur surface où ils semblent couler comme une goutte d'huile, se déformant sans cesse en produisant des pseudopodes obtus qu'ils émettent et rétractent alternativement, faisant passer une partie de leur masse dans

(1). Le *sérum iodé* ou *iodsérum* de Schultze se fait au moyen du liquide amniotique de femme ou de brebis. On prépare d'abord un *sérum sur-iodé* avec 10 gr. de cette matière et 1 gr. de teinture d'iode ; on filtre. On obtient l'iodsérum par addition de 1 gr. du précédent liquide à 100 gr. d'eau de l'amnios ; le mélange se décolore assez rapidement et doit recevoir de temps en temps une nouvelle quantité de sérum sur-iodé pour se conserver.

L'*iodsérum artificiel* de Schultze, plus facile à obtenir, est d'un emploi plus répandu ; il se compose d'une solution de blanc d'œuf 30, dans 200 d'eau additionnée de 0,40 de sel marin, à laquelle on ajoute 1 p. 100 de teinture d'iode.

leur intérieur (*am*, fig. 14, XL). Ils progressent ainsi du *mouvement amiboïde*, allant à la recherche des particules alimentaires qu'ils font pénétrer dans leur corps pour en tirer les éléments utiles et les rejeter ensuite. Leur taille varie entre 50 et 400 μ; ce sont des animaux monocellulaires; ils sont nettement limités par une couche cutanée, et on ne distinguera nulle part aussi bien l'hyaloplasma que chez ces individus au moment où ils

Fig. 250. — *Amœba princeps.*

émettent un pseudopode (fig. 250), car celui-ci est d'abord formé entièrement par du protoplasma dépourvu complètement de microsomes. On rencontre dans la partie granuleuse, outre le noyau qui est nucléolé, des vésicules contractiles et aussi les corps les plus divers servant à l'alimentation de l'être. On doit fixer les amibes par l'acide osmique avant de les colorer; on emploiera un centimètre cube d'acide au centième par 30 grammes d'eau contenant des amibes. A cette dose l'acide foudroie pour ainsi dire les individus sans altérer leur forme en quoi que ce soit; c'est de cette façon qu'opère Certes pour l'étude microscopique de la faune des eaux : tous les individus tués tombent en quelques heures au fond du vase et on peut ensuite les rassembler par décantation dans une quantité minime de liquide. Les petites espèces se conservent presque indéfiniment dans l'eau additionnée d'acide osmique.

Pour observer la progression de la cellule au moyen des cils vibratiles, nous nous adresserons encore à des êtres monocellulaires, aux *infusoires*. Il est difficile d'indiquer, comme pour les Diatomées et pour les mêmes raisons, une espèce type; toutes les mares, les cours d'eaux peu rapides : rigoles, etc., en contiennent une grande variété; les algues filamenteuses en abritent en abondance dans leurs touffes; ils pullulent dans toute infusion végétale abandonnée. Pour plus de commodité nous nous en tiendrons à cette dernière source et, ayant placé une poignée de foin dans un cristallisoir, nous l'arroserons d'eau tiède en quantité suffisante pour la submerger et nous abandonnerons la macération à elle-même, dans un lieu chaud, pendant trois ou quatre jours au moins. Le liquide sera peut-être recouvert à ce moment par un mycoderme formé par le *Bacillus subtilis*, mais il renfermera en tout cas une quantité d'infusoires telle qu'il suffira d'en puiser une

goutte avec une pipette et de l'observer avec une amplification de 200 diamètres pour voir le champ du microscope sillonné incessamment par des individus tellement agiles que leur étude serait impossible si le liquide de culture fort impur ne contenait une foule de corps en suspension qui leur font obstacle et modèrent leur allure. Deux espèces prédomineront : *Paramecium Aurelia* et *Colpoda cucullus;* elles appartiennent l'une et l'autre au sous-ordre des *Holotriches* que caractérise un corps couvert sur toute sa périphérie de cils très fins, toujours plus courts que le corps et paraissant disposés suivant des lignes longitudinales. Ces cils sont des émanations directes du protoplasma ; en battant l'eau d'un mouvement rythmé, ils permettent la progression de l'individu. La paramécie est elliptique, longue de 200 à 250 μ (fig. 251 et 252); ses cils sont diposés sur 40 à

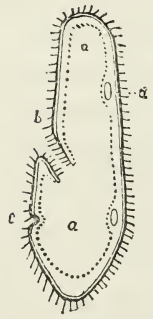


Fig. 251. — Schéma d'une paramécie. *a*, substance interne; *b*, orifice buccal; *c*, anus; *d*, vacuoles contractiles (Hayeck).

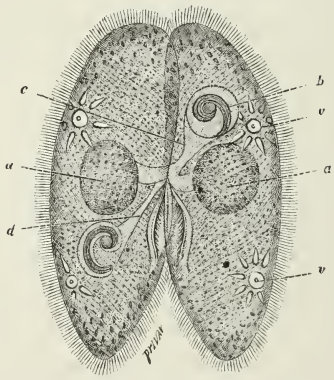


Fig. 252. — *Paramecium Aurelia*. Conjugation d'après Balbiani. *a*, *a*, noyaux; *v*, *v*, vésicules contractiles.

Fig. 253. — *Vorticella microstoma*. *a*, infundibulum; *b*, *b'*, bourgeons; *c*, noyau; *d*, vésicule contractile.

50 rangées longitudinales; elle présente sur le côté (*b* fig. 251) un infundibulum simulant une bouche par où les aliments pénètrent dans le protoplasma et un peu plus bas une dépression *c*, *l'anus?*, par laquelle se fait l'évacuation du résidu de la digestion. Le corps comprend comme toujours un protoplasma nucléé protégé par une membrane cutanée. Immédiatement au-dessous de celle-ci se trouve à chaque extrémité une vacuole contractile animée d'un mouvement très régulier de systole et de diastole, qui prend dans le premier temps une apparence étoilée très remarquable. Le *colpode à casque* est bien plus petit : il n'a que 20 à 90 μ. Sa bouche est latérale et présente sur sa lèvre inférieure un faisceau de longs cils; elle à la forme d'une fente. Sa membrane cutanée est molle et flexible.

Si l'on introduit dans la préparation quelques brins de foin, on trouvera certainement fixés à leur surface par un long pédicule des Vorticelles (fig. 253) du groupe des *péritriches*. Leur corps est infundibuliforme et dépourvu de cils vibratils, sauf cependant sur les bords de l'entonnoir et sur ceux d'un lobe supérieur simulant un couvercle à moitié rabattu. Ces cils ne servent ici qu'à la préhension des aliments en déterminant dans le liquide des courants qui portent les matières dans l'infundibulum où se trouve la bouche placée à côté de l'anus. Le phénomène le plus curieux que présentent ces êtres est la contraction de leur pédicule qui, au moindre danger, se rétracte en s'enroulant en spirale, pour se distendre lorsque les temps deviennent meilleurs. Ces êtres ont la même structure intime que les précédents. Pour colorer les infusoires, on les traitera au préalable par l'acide osmique, comme il a été dit précédemment. On rend tangibles les courants déterminés dans le liquide par le battement des cils, en semant dans la préparation un corps léger et opaque en poudre impalpable : un précipité de carmin par exemple.

SANG (pl. XXXIII).

Le sang est constitué par un liquide, le *plasma*, contenant en suspension des corps divers qui, dans l'état normal, se réduisent à trois : des *hématies* ou *globules rouges*, des *leucocytes* ou *globules blancs*, enfin des *hématoblastes* ou *globulins*. Avec la coagulation apparaît un quatrième élément figuré : la *fibrine*. Nous nous occuperons d'abord de ces matières.

On se procure du sang humain en serrant l'index avec une cordelette au niveau de l'articulation de la phalangette pour amener une congestion de l'extrémité du doigt ; on enfonce ensuite dans celle-ci une aiguille flambée et cela assez profondément pour faire sourdre au moins une goutte de sang de la blessure. Le sang, défibriné ou non, des grandes espèces domestiques s'obtient facilement et en grande quantité dans les abattoirs, celui des petites dans les marchés ; enfin, en piquant les grenouilles dans les espaces interdigitaux, on en fera sortir du sang étendu de lymphe, ce qui ne peut être désavantageux que dans le seul cas où l'on voudrait compter les globules de l'animal ; il faudrait alors puiser le liquide dans le cœur. La lymphe est le meilleur véhicule des globules rouges qui sont altérés par presque tous les autres liquides : le mucus du vagin, celui des bronches, les sérosités, l'urine acide, le contenu des kystes font seuls exception.

Hématies. — On fera deux préparations de sang pour étudier les globules rouges. L'une s'obtiendra en étalant autant que possible sur la lame une petite quantité du liquide ; l'opération s'effectuera avec une aiguille ou en

imprimant au slide un mouvement de balancement entrecoupé de secousses violentes; un lut de paraffine sera appliqué sur la lamelle si l'observation doit durer longtemps pour empêcher la dessiccation. Ce procédé fournira des hématies vues à plat, nettement séparées les unes des autres. La seconde préparation se fera avec une quantité plus grande de sang et en interposant entre le slide et le cover un corps solide minuscule permettant de communiquer de légers mouvements de bascule à la lamelle en la touchant en différents points avec l'aiguille. On déplacera ainsi le liquide en y produisant des courants que l'on utilisera pour voir sous toutes leurs faces les hématies qui y tourbillonneront.

Les hématies des mammifères sont discoïdes, biconcaves (sauf chez les Caméliens où elles sont elliptiques), ce qui les fait paraître, vues à plat et par transmission, plus éclairées à la périphérie qu'au centre. L'observation des globules tournant dans les courants sanguins où ils se présentent tantôt avec la forme discoïde, tantôt comme des biscuits renflés à leurs deux extrémités, ne laisse pas de doute à cet égard. Les globules rouges de tous les autres vertébrés sont elliptiques, biconvexes et pourvus d'un noyau granuleux médian qui devient beaucoup plus évident après l'action du réactif iodé-ioduré, le meilleur colorant des hématies (fig. 3-4). Ces corps sont dichroïques, rouges par réflexion, jaunes par transmission; c'est là un fait qui frappe fortement les novices; ils se croient tous fort malades en présence de globules aussi peu colorés.

Les hématies s'altèrent rapidement après leur sortie des vaisseaux; elles émettent une substance gélatineuse qui leur permet de se fixer les unes aux autres lorsqu'elles arrivent au contact; elles se superposent en piles (*p*, fig. 1); le fait est trop connu pour qu'il soit nécessaire d'insister. On rencontre toujours dans la préparation quelques hématies à bords sinueux (*c*, fig. 1): ce sont les *globules crénélés;* leur nombre varie avec les individus. Les solutions de sulfate de soude et de sulfate de magnésie provoquent la formation de ces globules crénelés et aussi celle de globules, dits en marron d'Inde, hérissés d'un grand nombre de petites saillies.

Le volume des globules varie avec l'espèce dans les cinq classes de vertébrés et l'on sait qu'il existe une relation certaine entre l'activité respiratoire de l'animal et leur volume qui est d'autant moindre que l'échange des gaz est plus fréquent : les globules chargés d'oxygène sont plus aplatis que les autres. La chose est importante à retenir ; l'expertise légale en tire profit pour la distinction des taches de sang. C'est un excellent exercice d'apprendre à mesurer les globules et, si l'on veut des exemples frappants, on passera du sang de l'homme à celui du mouton dont les hématies ont des dimensions plus petites de moitié (fig. 2). Mais il faut bien établir que tous les globules rouges d'un même individu n'ont pas exactement les mêmes dimensions : ainsi le

diamètre de ceux de l'homme varie entre 6 μ, et 9 μ, la plupart ayant 7 μ, 5 ; leur épaisseur n'atteint pas tout à fait 2 μ. L'état de maladie peut influer sur le volume des globules : on rencontre chez les anémiques, à côté de globules nains ayant 2 à 6 μ de diamètre, des hématies géantes mesurant 10, 12 et même 14 μ.

La forme des globules permettant toujours de déclarer si un sang donné provient d'un mammifère, il faut, par contre, beaucoup de circonspection avant d'affirmer que des globules appartiennent à un mammifère déterminé : les hématies du lapin et du lièvre ont 6 μ, 9 ; celles du chat 6 μ, 6 ; du chien 6 μ, 5 ; du rat 6 μ, 3 ; de l'âne 6 μ, 2 ; du porc 6 μ ; du bœuf 5 μ, 6 ; du cheval 5 μ ; du mouton 4 μ, 5 ; de la chèvre 4 μ.

Les globules rouges sont fixés par l'alcool à 90° ; plus étendu, ce liquide les altère. Les solutions salines les gonflent ; la bile les détruit rapidement ; l'acide acétique étendu les décolore partiellement. L'action de l'eau est violente : si l'on fait passer une goutte d'eau sous la lamelle, on voit les globules devenir sphériques, diminuer par conséquent de diamètre (fig. 7) et se décolorer à tel point qu'après quelques instants ils deviennent invisibles ; l'opération est plus saisissante avec le sang de grenouille : les globules deviennent rapidement sphériques et les hématies semblent se réduire à leur noyau (fig. 10). Il est toujours possible de faire reparaître le corps par le réactif iodé-ioduré.

L'action de l'eau s'explique par la structure du globule rouge qui serait formé par une trame organique solide, molle, incolore (le *stroma*, constitué par de la *globuline*), imprégnée comme une éponge d'un liquide rouge : l'*hémoglobine* ou *hématocristalline*. Cette dernière est une espèce chimique assez bien définie pour pouvoir cristalliser, mais elle ne semble pas être identique chez tous les animaux, car on connaît plusieurs formes cristallines de l'hémoglobine. On peut même obtenir accidentellement deux variétés de cristalloïdes avec le sang du même animal. L'hémoglobine du sang de cochon d'Inde s'obtient très facilement : on saigne l'animal à la carotide et on défibrine immédiatement le liquide par le battage avec un petit balai de chiendent. Ayant versé le produit dans un petit flacon à large ouverture bien propre et sec, on y ajoute goutte à goutte de l'éther ordinaire en agitant jusqu'à ce que le liquide se laque, c'est-à-dire prenne une couleur rouge-groseille foncé : quelques gouttes suffisent ; on plonge alors le flacon dans de la glace pilée : la cristallisation se produit bientôt. On réussit encore en additionnant le sang défibriné du quart de son volume d'alcool à 90° et maintenant le mélange à 0°. Les cristaux, recueillis avec une pipette, seront observés dans la glycérine neutre, l'eau les altérant immédiatement ; ils sont tétraédriques, complets ou tronqués ; ceux qui sont obtenus par l'éther sont deux fois fois plus gros que ceux fournis par l'alcool, mais leurs

arêtes sont moins nettes : la figure 18, montre ces deux variétés. Ces cristaux peuvent être conservés dans la glycérine.

L'hémoglobine maintenue quelques minutes à 80°, ou bien traitée soit par les acides, soit par les alcalis, brunit et se dédouble en une matière albuminoïde et en *hématine*, corps pigmentaire bien défini, peu intéressant par lui-même pour le micrographe. Il n'en est pas de même de sa combinaison chlorhydrique (chlorhydrate d'hématine, *hémine, cristaux de Teichmann*) qu'on obtient facilement cristallisée et qui sert en expertise légale à caractériser les taches de sang, même fort anciennes, dans lesquelles les globules ou l'hémoglobine ne peuvent plus être mis en évidence. Actuellement, nous les préparerons, pour nous initier à des cas plus difficiles, d'abord avec du sang pur, ensuite avec une solution d'hémoglobine obtenue en diluant du sang dans vingt fois son volume d'eau, ou en traitant un caillot frais par une proportion équivalente de ce liquide. On prendra soit une goutte de sang, soit 3 ou 4 de la dilution et, les ayant déposées sur une lame, on les additionnera d'une *gouttelette* d'une solution au millième de chlorure de sodium. On amènera la matière presque à siccité en maintenant la lame au-dessus de la lampe à alcool et en ayant soin de ménager la chaleur pour éviter la coagulation des albuminoïdes. On versera alors à la surface une goutte ou deux d'acide acétique *cristallisable*, et, le portant à l'ébullition, on l'y maintiendra jusqu'à ce qu'il soit totalement évaporé. On laisse refroidir la lame et on la place directement, sans véhicule aucun, sous le microscope armé d'un objectif faible. Si la préparation est constellée, au moins dans certaines parties, de points bruns, l'opération est réussie ; on étudie les cristaux, toujours dans les mêmes conditions, avec une amplification de 300 diamètres Sinon, on répète une deuxième et même une troisième fois, s'il le faut, le traitement par l'acide acétique pour faire apparaître l'hémine. L'emploi d'un acide aqueux conduit certainement à un échec. Un des points délicats de l'opération est l'addition de chlorure de sodium ; les personnes inexpérimentées en ajoutent facilement un excès qui cristallise sur la lame tantôt nettement (*a*, fig. 12), tantôt confusément en dendrites (*b*, fig. 12). Il ne faut pas prendre ces cristaux incolores pour les tables rhombiques brunes d'hémine. Les cristaux de Teichmann sont plus ou moins volumineux (fig. 8 et 9), selon la quantité d'hémoglobine mise en jeu et l'habileté de l'opérateur ; ils sont libres le plus souvent, mais il n'est pas rare de les voir assemblés en nombre divers formant des étoiles plus ou moins riches en pointements. Ces cristaux se conservent bien à l'air libre ; on peut, pour plus de précaution, les monter dans le baume.

On connaît deux variétés d'hémoglobine : l'*oxyhémoglobine* qui est combinée à l'oxygène et possède seule la propriété de cristalliser, et l'*hémoglobine réduite* que l'on obtient en faisant passer dans une solution de la première un courant de C^2O^4 ou de H, ou encore en la traitant par des solu-

tions réductrices de sulfure d'ammonium ou de sulfate ferreux, mais par l'agitation de la masse au contact de l'air l'oxyhémoglobine reparaît facilement. Le spectroscope permet de distinguer ces deux corps, car leur pouvoir absorbant est différent. La solution suffisamment étendue d'oxyhémoglobine donne un spectre complet présentant deux bandes d'absorption, l'une étroite, située dans le jaune un peu au delà de la raie D, l'autre plus large du double, placée en deçà de E à l'origine du vert. Avec l'hémoglobine réduite on ne trouve plus qu'une bande (*bande de Stockes*) occupant à peu près l'espace que laissaient entre elles les deux bandes de l'oxyhémoglobine. La chose est importante, car, de toutes les matières que l'on pourrait confondre avec le sang, ce liquide est le seul qui se comporte ainsi et l'expertise légale en tient compte. L'hématine jouit de propriétés analogues, ce qui est heureux, car on peut par son moyen arriver à caractériser certaines taches anciennes dans lesquelles on ne retrouve plus les caractères de l'hémoglobine. En solution dans l'eau chargée d'une petite quantité d'alcali (soude, ammoniaque), l'hématine donne une bande très large située entre C et D, à la limite du jaune et de l'orangé ; dissoute dans l'alcool acidulé par SO^4H ou $C^4H^6O^4$, elle ne présente plus qu'une raie beaucoup plus étroite placée dans l'orangé, exactement sur la ligne C.

Toutes les fois que l'on possédera une quantité suffisante de matières, on vérifiera ces propriétés du sang avec le spectroscope, et ce n'est que lorsque l'emploi de cet instrument sera impossible que l'on aura recours aux *microspectroscopes*. Le plus commode de ces appareils est le *spectroscope à vision directe de Sorby*, qui consiste en somme en un oculaire achromatique surmonté d'un tube dans lequel se trouve un prisme formé par l'accolement de cinq petits prismes de flint et de crown-glass associés de manière à compenser la déviation que chaque prisme en particulier ferait subir aux rayons lumineux, tout en laissant la dispersion se produire : les rayons lumineux traversent donc en ligne droite le microscope et l'appareil en produisant un spectre de petite taille. Dans les instruments plus perfectionnés, il existe dans l'oculaire un petit prisme à réflexion totale qui permet de juxtaposer exactement au spectre de la substance le spectre solaire. Pour se servir de l'appareil, on met au point la matière à observer, vue avec une amplification quelconque, puis l'on remplace l'oculaire du microscope par le spectroscope oculaire qui donne sans autres précautions le spectre cherché. Il faut toujours atténuer l'éclairage du spectre solaire pour qu'il ne dépasse pas en éclat celui de la matière. On peut agir sur des globules sanguins. On pourra opérer sur la lame les réductions et oxydations dont nous avons parlé ; il est facile même d'obtenir à plusieurs reprises, avec le même liquide, l'alternance des spectres caractéristiques du sang.

On rencontre dans les anciens foyers hémorrhagiques des cristaux ou des

aiguilles d'un rouge orangé vif dont la composition est très voisine de celle de la bilirubine et que l'on regarde comme provenant d'une altération de l'hématine qui aurait fixé un équivalent d'eau tout en perdant son fer. Quoi qu'il en soit, cette matière, l'*hématoïdine*, se présente en petits prismes clinorhombiques (fig. 22) avec des angles de 118° et de 62°, solubles dans l'ammoniaque, insolubles dans l'eau, l'alcool, l'éther, l'acide acétique.

Leucocytes. — Si l'on fixe avec attention les préparations de sang faites comme nous l'avons indiqué plus haut, on découvrira çà et là entre les hématies de petites sphères, incolores, un peu irrégulières, les *leucocytes* (*l*, fig. 2, 3, 4); ces corps sont toujours largement séparés les uns des autres, leur nombre par rapport à celui des globules rouges n'étant que de 1 à 350 ou 600, certains disent 1200. Le diamètre de la plupart des leucocytes de l'homme varie entre 9 et 11 μ; on rencontre aussi des globules nains n'ayant que 4 μ et quelques globules géants mesurant 14 μ. Leur substance est constituée par un protoplasma transparent contenant des granulations de dimensions diverses, parfois graisseuses. Placés entre le slide et le cover, ils s'attachent à l'un ou à l'autre, ce qui permet de les isoler en faisant passer entre les deux lames un courant de sérum qui entraîne les hématies.

Les leucocytes sont doués de mouvement, ils progressent à la façon des amibes, la chose est facile à constater si l'on monte une goutte de sang dans la chambre humide et si on l'examine, aussitôt après sa sortie des vaisseaux, avec une amplification de 300 diamètres au moins ; pour que le phénomène soit bien manifeste, il faut maintenir la préparation à la température du corps de l'animal, ce qui pourra s'obtenir au moyen de la *platine chauffante* à circulation d'eau tiède de Ranvier, fabriquée par Verick; on peut se passer de cet instrument avec le sang de grenouille dont les leucocytes s'accommodent de la température de nos laboratoires.

Le noyau des leucocytes est difficile à mettre en évidence ; le meilleur procédé consiste à le fixer d'abord par l'alcool à 30°, puis à le colorer par le sulfate de rosaniline qui teint plus fortement le noyau que le corps du globule blanc. Les leucocytes se multiplient par segmentation et, comme il se passe toujours un certain temps entre la division du noyau et celle du protoplasma, les globules blancs à plusieurs noyaux ne sont point rares.

Si l'on traite les leucocytes par l'eau, ils absorbent ce liquide, leurs granulations deviennent plus apparentes et s'agitent du mouvement brownien ; lorsque l'action se prolonge, des amas nucléiformes apparaissent dans leur intérieur (fig. 7), mais ce fait est bien plus marqué avec l'acide acétique qui fait naître immédiatement ces corps (fig. 5). Les petites masses réfringentes, nettement limitées, qui se produisent ainsi, sont caractéristiques des leucocytes.

Les globules blancs se rencontrent ailleurs que dans le sang : la lymphe,

le chyle, le mucus, la synovie en contiennent ; les globules du pus ne sont autre chose que des leucocytes.

Hématoblastes ou globulins. — D'après Hayem, les hématoblastes du sang de l'homme et des animaux vivipares sont des éléments très petits, peu réfringents et à contour peu visible. Leur diamètre moyen est compris, chez l'homme, entre 1 μ.5, et 3 μ. Ils sont biconcaves discoïdes, à l'exception des plus petits qui sont sphériques. La plupart paraissent incolores ou d'un gris verdâtre, mais les plus gros sont souvent colorés par de l'hémoglobine. Ils sont peu fréquents chez l'adulte ; il faut les rechercher chez l'enfant, chez la femme pendant les périodes menstruelles ; on provoque leur apparition chez les animaux par des saignées. Ils sont fort altérables ; observés dans le sang pur, ils se déforment aussitôt après leur sortie du vaisseau : ils se plissent, deviennent épineux et ont de la tendance à se grouper. Il faut, pour les étudier, traiter immédiatement le sang par du sérum iodé dont on a laissé évaporer l'excès d'iode ; ils deviennent d'abord épineux, mais reprennent bientôt leur forme normale. Une amplification de 500 diamètres est nécessaire pour les observer.

Fibrine. — Les hématoblastes ne seraient pas seulement de jeunes globules sanguins, ils provoqueraient par leur altération la formation de la fibrine, c'est du moins ainsi que M. Hayem interprète les préparations obtenues comme il suit : on étale une goutte de sang sur une lamelle, on retourne celle-ci sur une chambre humide et on abandonne le tout pendant 24 heures dans un endroit calme pour que la coagulation se fasse sans trouble ; on lave alors la préparation avec de l'eau distillée jusqu'à décoloration complète et on l'observe ensuite avec une amplification de 500 diamètres soit dans cet état, soit après l'avoir teinte par l'iode ou les couleurs d'aniline. On y distingue nettement des filaments ténus (*f*, fig. 6) formés par de la fibrine, rayonnant autour de petites masses *gl*, les globulins isolés ou groupés en rosaces.

Quoi qu'il en soit, ce procédé nous éclaire sur la structure de la fibrine. Il faut l'observer maintenant avec le faciès, tout différent, qu'elle possède lorsqu'elle s'est formée dans les conditions ordinaires. Pour cela, on détachera de la partie supérieure d'un caillot, préférablement de la couenne si elle existe, une parcelle de la grosseur d'une tête d'épingle et, la plaçant dans l'eau, on l'y laissera séjourner jusqu'à ce qu'elle soit décolorée ; la montant alors dans l'eau, on la portera sous le microscope, après l'avoir légèrement comprimée entre les deux verres. Il est plus avantageux de recueillir sur le balai qui a servi à battre le sang quelques petits lambeaux de fibrine qui se laveront plus facilement. Dans l'un et l'autre cas il faudra rechercher les parties les moins épaisses de la préparation, car là seulement on pourra distinguer les fibrilles pressées les unes contre les autres (fig. 11), et encore

n'apparaissent-elles que comme des stries *s*. La masse semble constituée par un enchevêtrement de cordons et de lames dans lesquels les fibrilles courent plus ou moins parallèlement. La liqueur iodée-iodurée rend cette disposition plus évidente. Le réactif caractéristique de la fibrine est l'acide acétique qui la gonfle, lui donne un aspect homogène et gélatineux et finit, avec le temps, par la rendre invisible ; la mucine qui ressemble assez à la fibrine à l'état naturel n'est pas altérée par ce réactif. Les alcalis dissolvent la fibrine et la mucine.

Circulation du sang. — La transparence de certains de ses organes et le volume de ses hématies ont indiqué depuis longtemps la grenouille pour l'observation de ce phénomène. On s'adresse aux capillaires des membranes interdigitales, de la langue, du poumon ou du mésentère. Quelle que soit la partie sur laquelle on opère, le procédé est toujours le même avec des variantes légères sur lesquelles il n'est pas nécessaire d'insister avec des élèves intelligents. On prend une plaque de liège de 6 millimètres environ d'épaisseur, plus grande que la grenouille, pouvant être maintenue solidement sur la platine par les valets. On place l'animal sur le dos et on le fixe sur le liège au moyen d'épingles traversant les pattes étendues et la mandibule supérieure, mais de telle façon que la partie à observer puisse se superposer à une fenêtre, taillée dans le liège, de même dimension que l'orifice de la platine avec lequel elle doit coïncider pendant l'observation. S'il s'agit de la langue, qui est attachée ici sur le devant de la bouche, on la fera saillir au dehors en la retournant et on la fixera avec des épingles, en la tendant, sur le pourtour de la fenêtre. On mettra la membrane interdigitale en situation d'être étudiée en écartant les doigts autant que possible et les maintenant dans cette position au moyen d'épingles. Pour le poumon et le mésentère on pratiquera une incision sur le côté de l'animal et l'on fera saillir l'organe au moyen de pinces s'il en est besoin, mais on évitera toutes perforations qui seraient nuisibles plutôt qu'utiles. On verse une forte goutte d'eau sur la préparation pour en empêcher le dessèchement et pour permettre aussi la fixation d'une lamelle qui en égalise la surface. Un objectif à long foyer donnant une amplification de 60 à 100 diamètres est largement suffisant pour montrer les hématies circulant rapidement au milieu du courant et les leucocytes rapprochés de la périphérie animés d'un mouvement de progression moins rapide. Le mésentère a l'avantage de se prêter à l'observation de la circulation de la lymphe qui ne contient que des globules blancs et, à certains moments, à l'étude du chyle.

Applications a la médecine. — On rencontre dans le sang des anémiques des hématies déformées, ovalaires ou en raquette, mêlées à des globules géants, mais, chose plus grave encore, la proportion de ces corps s'abaisse

de 127 à 113, 80 et même 50 (un millimètre cube de sang normal renferme environ 8 000 leucocytes et 5 millions d'hématies chez l'homme, 4 millions et demi de ces dernières chez la femme). Pareille diminution s'observe dans la chlorose. Le nombre des hématies s'accroît au contraire dans la pléthore et celui des leucocytes dans la leucocythémie. Ces faits connus, le médecin ayant constaté une relation constante entre la grandeur de l'écart et la gravité des cas, la numération des globules rouges (ou blancs, selon le cas) s'est introduite dans la pratique. Pour rendre l'opération rapide sans qu'elle cesse d'être exacte, on a construit plusieurs appareils différents. Nous nous en tiendrons à un seul qui nous semble remplir toutes les conditions voulues. Nous emprunterons sa description et celle de la marche à suivre pour le mettre en usage à la notice que délivre Vérick avec l'instrument qu'il fabrique.

Numération des globules d'après le procédé de Malassez (fig. 19, 20, 21 pl. XXXIII). — L'appareil se compose de plusieurs instruments. 1° Le *mélangeur Potain* (fig. 21), destiné à faire des dilutions graduées de sang dans un sérum artificiel constitué par une solution aqueuse à 5 p. 100 de sulfate de soude non effleuri, liquide qui gonfle légèrement les globules sans les altérer autrement. 2° La *chambre humide graduée de Malassez* (fig. 19) qui permet : 1° par son couvre-objet reposant sur des vis qu'on peut faire saillir plus ou moins au-dessus du porte-objet, d'obtenir des préparations microscopiques de mélanges sanguins, ayant juste une épaisseur voulue; 2° par son porte-objet présentant à sa surface un réseau micrométrique, de limiter avec précision des étendues déterminées de préparation, et d'y compter facilement les globules sanguins. Cette chambre humide est réglée d'ordinaire, soit pour donner des préparations de 1/5, soit des préparations de 1/10 de millimètre d'épaisseur. Le réseau micrométrique est formé de rectangles ayant 1/5 de millimètre de haut sur 1/4 de millimètre de largeur. Il en résulte que si l'épaisseur de la préparation est de 1/5 de millimètre, chacun d'eux limite un volume de mélange égal à 1/100 de millimètre cube. Ils sont au nombre de cent, disposés en dix rangées de dix. Ceux qui sont plus spécialement destinés à la numération des globules rouges sont subdivisés en vingt petits carrés (cinq rangées verticales de quatre carrés). Dans certains réseaux, les rectangles subdivisés sont placés à côté les uns des autres; pour qu'ils puissent être facilement distingués, ils sont séparés par une double ligne (fig. 20); 3° une *lancette à curseur* qui sert à faire des piqûres de profondeur déterminée; 4° un *compresseur porte-lamelles* ayant pour but de faciliter le placement du couvre-objet sur les vis et de le maintenir appliqué sur elles. Il est fixé à la lame porte-objet (fig. 19) à l'aide d'une vis, et l'on colle le couvre-objet à sa face inférieure avec un peu d'eau ou de salive. Les couvre-objets

sont spéciaux, rigoureusement plans et assez épais; les verres minces ordinaires ne peuvent les suppléer en aucun cas.

Obtention du mélange. — Pour obtenir le sang, on pique avec la lancette à curseur l'extrémité d'un doigt, de préférence la face dorsale, au voisinage de la racine de l'ongle. Il ne faut pas que le doigt soit œdématié ou couvert de sueur, il ne faut pas non plus l'enserrer dans une ligature avant de faire la piqûre, toutes conditions qui modifieraient plus ou moins la composition du sang.

Si la piqûre est suffisante, on en fait sortir une grosse goutte de sang en pressant légèrement la pulpe du doigt.

On y plonge aussitôt la pointe du mélangeur, et, aspirant doucement par le tube en caoutchouc, on fait monter le sang dans la longue portion de l'appareil.

Si l'on veut un mélange au 500e, on s'arrête quand le sang est arrivé au niveau du trait marqué 5; pour un mélange au 400e, au 300e ou au 200e, on va jusqu'aux traits marqués 4, 3 ou 2; pour un mélange au 100e on remplit toute la longue portion de l'appareil jusqu'au trait marqué 1. Si l'on veut un mélange au 50e, on remplit une première fois de sang la longue portion; puis, après y avoir fait pénétrer une petite bulle d'air, on la remplit une seconde fois.

La quantité de sang voulue étant prise, on essuie la pointe de l'instrument. Si l'on a dépassé le trait auquel on aurait dû s'arrêter, on souffle très légèrement par le tube en caoutchouc, et on essuie le sang au fur et à mesure qu'il sort de la pointe; souvent même, il suffit de passer simplement la pulpe du doigt sur cette pointe pour faire baisser la colonne sanguine de la quantité nécessaire. Pour bien juger de l'affleurement, le mélangeur doit être placé perpendiculairement à la direction des rayons visuels.

Sans tarder, car le sang se coagulerait, on aspire le liquide à dilution, et celui-ci, précédé par le sang, pénètre dans le réservoir et le remplit peu à peu. Le mélangeur doit être maintenu vertical pendant tout le temps de l'opération, afin qu'il ne s'emprisonne pas de bulles d'air dans le réservoir. On s'arrête lorsque le mélange sanguin est arrivé dans le bout supérieur du mélangeur juste au niveau du trait marqué 101.

Il ne reste plus qu'à agiter le mélangeur en tous sens, pour que la petite boule placée dans l'intérieur du réservoir brasse intimement le mélange et le rende parfaitement homogène.

On doit employer des mélanges d'autant plus dilués que le sang à analyser est plus riche en globules et que la chambre humide dont on se sert donne des préparations plus épaisses. Ainsi, avec une chambre humide donnant une épaisseur de préparation de 1/5 de millimètre, le mélange

sera fait au 100e, si le sang est pauvre; au 400e, s'il est normal. Avec une chambre humide graduée au 10e, les mélanges seront, dans les mêmes circonstances, deux fois moins dilués.

L'épaisseur de préparation est indiquée sur la chambre humide. Quant à la richesse du sang, on arrive par l'habitude à la juger très suffisamment à l'intensité de coloration que présente le sang pendant qu'il monte dans le mélangeur.

Préparation. — Il faut tout d'abord s'assurer si le compresseur joue bien, et si, une fois rabattu, la lamelle se trouve appliquée d'aplomb sur les vis. Si elle est bien d'aplomb, on ne doit pas entendre de choc entre elle et les vis, lorsqu'on la frappe doucement avec un corps ne faisant pas de bruit par lui-même, un morceau de papier roulé, par exemple.

Le mélange sanguin étant bien agité, on en fait sortir une certaine quantité du mélangeur en soufflant par le tube en caoutchouc, parce que le contenu du tube n'a pas pris part au mélange, et il faut du reste qu'il en soit ainsi, l'instrument donnant toujours des dilutions trop fortes en raison de son mode de graduation (1). Une gouttelette est alors déposée sur le porte-objet de la chambre humide, tout en l'agitant avec la pointe du mélangeur pour qu'elle conserve son homogénéité.

Sans perdre de temps, on rabat doucement le compresseur porte-lamelle sur les vis et sur la gouttelette. Celle-ci s'aplatit de la quantité voulue. Elle doit alors occuper la plus grande partie de la surface du porte-objet, et ne pas présenter de bulles d'air.

Enfin, si l'on craint que la préparation ne se dessèche, on dépose un peu d'eau ou de mélange sanguin le long des bords de la lamelle, en assez grande quantité pour que le liquide, s'infiltrant sous celle-ci, fasse le tour complet de la rainure; il n'y a pas à craindre qu'il vienne se mêler au mélange sanguin placé sur le porte-objet.

La chambre humide est alors portée sous un microscope dont le grossissement est assez fort pour qu'on puisse voir distinctement les globules, assez faible cependant pour que le champ microscopique embrasse au moins un rectangle tout entier, et que l'objectif ne vienne pas presser contre le couvre-objet.

On attend quelques instants pour donner aux globules le temps de gagner, en tombant, la face supérieure du porte-objet; on peut alors les voir en même temps que le réseau micrométrique. Il ne faudrait pas cependant trop tarder dans la crainte qu'il ne s'en détruisît quelques-uns ou que, se déplaçant, ils ne soient moins régulièrement disséminés.

La chambre humide doit être maintenue dans un plan horizontal,

(1) Si le contenu du tube se mêlait à celui du réservoir, l'on obtiendrait des dilutions au 101e, 202e, 404e, 505e.

sans quoi les globules se porteraient du côté des parties déclives.

Numération. — On compte tous les globules compris dans un des rectangles subdivisés en petits carrés. Le mieux est de passer successivement en revue chacunes de tranches verticales de quatre carrés. Si la première a été comptée de haut en bas, on comptera la seconde de bas en haut, la troisième de haut en bas, et ainsi de suite.

Quant aux globules qui se trouvent à cheval sur les lignes du quadrillage, il est indispensable de se faire une règle de conduite invariable, si l'on ne veut pas risquer d'en oublier quelques-uns ou de compter les mêmes deux fois. On pourra, par exemple, ne compter comme faisant partie d'un carré que ceux occupant la ligne d'en haut et celle de droite; laissant de côté ceux qui sont situés sur les autres lignes, et qui seront forcément comptés lorsqu'on fera la numération du carré sous-jacent et de celui situé à gauche. La même règle sera appliquée aux globules qui se trouvent sur les lignes frontières des rectangles.

On possède ainsi tous les éléments du calcul; ce serait faire injure au lecteur d'insister plus longtemps sur ce point.

La numération des globules blancs demande l'emploi de mélanges plus concentrés, au 100e ou au 200e, et un dénombrement portant sur des étendues plus vastes de préparation.

On rencontre des granulations graisseuses dans le sang des femmes enceintes et dans celui de tous les individus après les repas et l'absorption d'alcool.

La mélanémie qui accompagne les fièvres paludéennes est due à l'altération des globules rouges qui cause la présence dans le sang soit de granulations pigmentaires provenant directement des hématies, soit de leucocytes teints par des amas de pigments. Ces éléments se distinguent bien dans le sang malade, délayé dans du sérum artificiel.

Parasites du sang. — Des vers peuvent s'introduire dans le sang. Le distome hæmatobie (*Bilharzia hæmatobia*, Cobb) est fréquent en Égypte dans les veines de la cavité abdominale. Ce trématode est remarquable par sa forme filamenteuse et aussi parce que le mâle porte constamment la femelle dans une rainure de sa face ventrale. On a rencontré quelquefois le distome hépatique chez l'homme. Certains prétendent que le transport des jeunes trichines, de l'intestin aux muscles, s'opère par l'intermédiaire du sang. Certaines hématuries des pays chauds seraient causées par la présence dans le sang d'un nématode, le *Filaria sanguinis hominis*, dont les jeunes se retrouvent facilement dans les caillots de l'urine.

Les Bactériacées sont certainement les parasites les plus intéressants du sang; leur présence cause toujours des désordres fort graves chez les individus et leur pullulation entraîne presque sûrement la mort. Je citerai entre

autres : 1° le *Bacillus anthracis*, cause de la pustule maligne; 2° le vibrion septique de Pasteur ou bacille de l'œdème malin formé par des bâtonnets anaérobies de 3 à 5 μ de long, sur 1 μ de large, accolés généralement deux par deux, mais pouvant former des filaments de 20 à 40 μ; ce vibrion n'apparaît dans le sang qu'après la mort de l'individu; 3° le *Streptococcus pyogenus*, agent de la pyémie et de la fièvre puerpérale, constitué par des cellules dont le volume varie, même dans une même chaînette, de 0 μ,1 à 0 μ,5 et même 0 μ,7; 4° le *Streptococcus erysipelatis* formé par des chaînettes analogues aux précédentes, mais dont les cellules sont égales; il peut passer dans le sang et s'arrêter en masse dans les vaisseaux des reins, du foie, etc.; 5° le *Spirochæte Obermeieri* (fig. 244, p. 369), qu'on trouve en grande quantité, pendant les accès, dans le sang des individus atteints de la fièvre récurrente; il a 16 à 40 μ de longueur et est animé de mouvements très rapides; 6° on a trouvé dans le sang du porc atteint du rouget des diplocoques et des bacilles, etc.

Nous nous arrêterons sur le *Bacillus anthracis*, le plus anciennement et le mieux connu des microbes pathogènes. Sa découverte par Davaine et Rayer en 1850 est une des plus belles conquêtes de l'humanité; elle est l'origine de la Bactériologie qui lui permettra de lutter victorieusement contre la plupart de ses causes de destruction. Je fais cependant cette réserve que, pour des raisons multiples, le maniement des Bactériacées pathogènes ne doit pas être abandonné à toutes les mains; il me semble surtout impossible, comme certains le réclament trop haut, d'introduire leur manipulation dans les laboratoires ordinaires de nos grandes facultés, peuplés, la chose est indéniable, de jeunes gens pleins de bonne volonté, mais trop inexpérimentés ou étourdis pour ne pas causer immanquablement des catastrophes. Il faut réserver leur étude à des hommes mûrs, ayant fait un stage sérieux pendant lequel ils se seront familiarisés avec les espèces zymogènes ou chromogènes qui fournissent, sans aucun risque, tout aussi bien et même parfois mieux, des sujets permettant d'acquérir une connaissance aussi complète qu'exacte des microbes.

On peut se procurer du sang contenant des *Bacilles du charbon* dans les abattoirs en s'adressant, avec une recommandation, au service des vétérinaires sanitaires. Pour l'observation et les cultures on peut rechercher ces bactéries dans les grosses veines des morceaux saisis par ce service; une goutte suffit. Le bacille s'y présente en bâtonnets de 1 μ à 1 μ, 5 d'épaisseur et de 3 à 10 μ de longueur, qui sont souvent articulés par une extrémité élargie et plate, présentant une certaine analogie avec les surfaces articulaires des phalanges; il est rigide, immobile et se colore d'une façon très intense par toutes les matières colorantes tirées de l'aniline (fig. 23, XXXIII). Les globules rouges sont le plus souvent déformés et agglutinés en plaques.

La température de 37° est la plus propice au développement de cette bactérie. Les milieux liquides qui lui conviennent le mieux sont l'urine *humaine* neutre ou légèrement alcaline et le sang. On la cultive aussi dans l'humeur aqueuse. Les bacilles, n'étant plus gênés dans leur développement par le courant sanguin qui les dissocie, se groupent en filaments que l'on croit le plus souvent se contourner fortement et s'enchevêtrer en massifs cotonneux. « Les cultures les plus caractéristiques sont obtenues par une piqûre dans la gélatine à 8 p. 100. On y constate au bout de 24 à 48 heures un prolongement blanchâtre semi-transparent, rectiligne, dirigé de la surface de la gélatine à sa partie profonde, et d'où partent de chaque côté des branches transversales très fines. La gélatine se liquéfie lentement. Au fond de la partie liquéfiée, on voit un précipité blanc qui ressemble à une couche de ouate. La culture sur plaque de gélatine ressemble à des touffes de cheveux frisés. » (Cornil et Babès.) Les bacilles pris sur l'animal vivant ou mort depuis peu ne montrent jamais de spores; dans les cultures faites dans l'urine, les spores durables apparaissent bientôt, surtout dans les parties exposées à l'air. Les filaments donnent naissance à un nombre variable de spores qu'ils mettent en liberté en se détruisant. On colorera ces filaments par le procédé d'Erhlich en faisant d'abord usage de fuchsine qui teindra en rouge les spores, puis de bleu de méthylène qui fera apparaître en bleu le corps du bacille.

Application a l'expertise légale. — Une tache donnée étant soupçonnée d'être formée par du sang desséché, on recherchera, pour s'en assurer, si elle possède bien les caractères chimiques et physiques de cette matière. En cette occasion le microscope est indispensable. Quel que soit le support de tache : linge, laine, papier, bois, fer, on s'arrangera pour l'isoler et, la divisant en deux, on en traitera une partie par des liquides spéciaux qui régénéreront, pour ainsi dire, les globules sanguins et en permettront l'inspection, l'autre sera soumise à l'action de l'eau pour se prêter à la recherche de la fibrine et des globules blancs, aux essais microspectroscopiques et enfin à la formation des cristaux d'hémine.

1° *Recherche des globules rouges.* — Nous supposerons que la tache n'ait pas été lavée, ni qu'elle n'ait pas subi la putréfaction, car dans ces deux cas l'opération serait inutile, les globules se trouvant détruits ou altérés. Il faut agir autant que possible sur des caillots que l'on isolera par le grattage ou en rasant les étoffes duveteuses comme la laine et le velours. Prenant une quantité minime de matière, on la déposera dans un verre de montre et, après l'avoir brisée en petits fragments avec l'aiguille, on l'arrosera avec 3 ou 4 gouttes du *liquide* 4ª, préparé pour cet objet par Bourgogne, le préparateur bien connu de la rue du Cardinal-Lemoine, ou bien avec le liquide Roussin (glycérine 3, acide sulfurique 1, eau distillée quantité suffisante pour obtenir un

liquide marquant 1028 à 15°). Selon l'ancienneté de la tache le contact sera prolongé pendant 24 ou 48 heures, et même trois et quatre jours. Pour mettre le bain à l'abri de l'évaporation et des poussières, on recouvrira le verre de montre d'une petite cloche; on agitera aussi de temps en temps pour faciliter l'action du liquide et la dissociation des globules. Les caillots, s'ils existent encore, seront portés sur une lame et montés dans une goutte du liquide dans lequel ils ont séjourné. Celui-ci sera agité avant de faire la prise, la chose est importante, car les globules qui se trouvent isolés dans son intérieur (fig. 13, pl. XXXIII) sont plus propices pour l'étude que les hématies encore renfermées dans les caillots, toujours polyédriques au centre de la masse et imparfaitement gonflées à la périphérie. On constatera la forme elliptique ou discoïde des globules, et dans le second cas on procédera à leur mensuration en ayant soin de ne s'adresser qu'à ceux qui ont repris un contour circulaire et même, en agissant ainsi, il faudra être fort circonspect dans ses conclusions, car les globules peuvent n'avoir pas repris leur volume normal ou l'avoir dépassé; enfin, il ne faut pas oublier que certains mammifères ont des hématies presque semblables en tout à celles de l'homme. Les mensurations devront être répétées nombre de fois.

Il est rare que des caillots se forment à la surface des linges de coton, de chanvre ou de lin, toujours très perméables, à moins qu'ils ne soient apprêtés. On découpera alors dans le linge et à travers la tache une languette de 5 à 6 millimètres de large. Ayant déposé le liquide dans le fond d'un tube à insecte (fig. 15, pl. XXXIII), on y fera plonger une des extrémités de la languette de façon que la tache émergée reçoive la liqueur par capillarité du tissu. L'imbibition est toujours plus lente que dans le premier cas; lorsque la tache semble bien ramollie, on la racle une seule fois avec le scalpel, maintenu obliquement, pour enlever la matière rougeâtre qui la forme et l'on délaye celle-ci sur une lame dans une goutte de la macération. On peut ensuite découper la tache, porter le linge sur une seconde lame et l'effilocher dans une autre partie de la liqueur. Dans l'une et l'autre préparation, surtout dans la seconde, les globules seront mêlés à des filaments du tissu, on négligera ceux-ci.

On se donnera de garde de confondre les spores de certaines moisissures avec les hématies; on pourra toujours reconnaître les premières à un des caractères suivants : la forme, le volume, la paroi bien accusée, la coloration, enfin, et surtout la résistance à l'eau et à la potasse.

2° *Traitement de la tache par l'eau.* — On agira d'abord en tous points comme précédemment, ce qui fournira un liquide rouge et des caillots décolorés.

Le caillot privé d'hémoglobine, recueilli dans le verre de montre ou détaché du linge au moyen du scalpel, sera porté sous le microscope monté

dans l'eau (fig. 14, XXXIII). S'il ne présente pas nettement les stries de la fibrine, on ferait apparaître celles-ci par l'emploi de l'iode. On le traitera finalement par l'acide acétique qui, en rendant la fibrine hyaline, mettra en évidence les leucocytes, peu distincts jusque-là; ces derniers se reconnaîtront facilement à leurs amas nucléiformes caractéristiques (fig. 16, XXXIII).

Une portion de l'eau rougie servira aux recherches spectroscopiques; si l'hémoglobine altérée ne donnait pas ses bandes caractéristiques, on traiterait la préparation par une goutte de potasse pour faire naître l'hématine. L'autre partie, concentrée s'il en est besoin pour ne pas s'exposer à obtenir des cristaux pulvérulents qui pourraient échapper à l'observation, sera soumise, comme il a été dit, à l'action du sel marin, puis à celle de l'acide acétique glacial, pour donner de l'hémine (fig. 17, XXXIII).

Si *la tache a été lavée à l'eau*, il est inutile, avons-nous dit, d'y rechercher les hématies, mais il est toujours possible de lui appliquer le traitement par l'eau qui peut fournir des résultats, en ayant soin de faire concentrer la macération. Il ne faut pas désespérer même lorsque la tache a été imparfaitement *lavée avec du savon*. On peut même prouver alors la tentative opérée dans le but de faire disparaître les traces du crime : on découpe la tache et on la fait macérer dans l'eau distillée pendant quelques heures. On fait ensuite évaporer doucement la macération sur un porte-objet après l'avoir additionnée d'une parcelle de chlorure de sodium; on traite le résidu par l'acide acétique glacial que l'on porte à l'ébullition : l'hémine cristallise ainsi que les acides gras du savon si l'on a soin de laisser refroidir lentement la préparation (fig. 20, XXXV). M. Husson achève de laver la tache avec de l'acide acétique qui sert ensuite à l'obtention de l'hémine.

Nous terminons ici, mais nous engageons nos lecteurs qui pourraient être appelés à faire profit de ces connaissances, à compléter leur éducation par la lecture du chapitre VI (Emploi du microscope) de la chimie légale de J. Bouis qui fait partie du *Manuel complet de médecine légale* de Briand et Chaudé.

TISSUS ÉPITHÉLIAUX.

Les cellules épithéliales sont de petits corps protoplasmiques nucléés caractérisés plutôt par leur position à la surface des organes que par leur forme variable et leur rôle, car elles s'adaptent tantôt à la protection (épiderme), tantôt à la sécrétion (glandes), tantôt enfin on les voit servir à la progression de gaz ou de liquides (épithéliums à cils vibratils).

Quelques auteurs divisent ces tissus en deux classes : 1° les *épithéliums* qui tapissent la surface externe de l'individu ou celle de conduits et de chambres communiquant plus ou moins directement avec le dehors (intestin,

organes génito-urinaires); 2° les *endothéliums* qui limitent des chambres closes ou des organes n'ayant pas de relation avec l'extérieur (séreuses, synoviales, appareils sanguin et lymphatique). La pratique admet difficilement cette manière de voir, car on rencontre dans les deux classes des tissus qui ne peuvent se distinguer entre eux.

Au point de vue morphologique, il existe deux catégories de cellules épithéliales : les *cellules polyédriques* ou *pavimenteuses*, caractérisées par leurs trois dimensions sensiblement égales, et les *cellules cylindriques*. Les premières peuvent devenir *lamelleuses* en s'aplatissant. Les cellules de l'une et l'autre variété se groupent de deux façons différentes : soit sur un rang, l'épithélium est alors *simple* et permanent; soit sur plusieurs rangs, l'épithélium est *stratifié*, et, dans ce cas, les éléments situés à des hauteurs différentes dans la masse sont dissemblables : les internes produisent continuellement par leur segmentation des cellules nouvelles qui repoussent les plus âgées vers l'extérieur; celles-ci tombent par ordre d'ancienneté au fur et à mesure de leur arrivée à la surface.

On peut obtenir les éléments superficiels des épithéliums stratifiés en raclant avec un scalpel les organes qu'ils recouvrent, mais il est avantageux de faire macérer ceux-ci pendant 24 ou 48 heures dans l'alcool au tiers ou dans le sérum iodé avant de pratiquer cette opération : les cellules se présenteront alors nettement dissociées; on les traitera par le picrocarminate qui mettra le noyau en évidence. Si l'on veut observer ces cellules en place afin de juger de leurs relations, on séparera un lambeau de l'organe qu'elles tapissent et, l'ayant tendu sur une lame de liège au moyen d'épingles, on plongera le tout dans l'alcool absolu pour durcir la masse et pouvoir la débiter en coupes minces perpendiculaires à la face libre (fig. 254). On colorera ces préparations soit par le carmin, soit par l'hématoxyline.

Les épithéliums simples, très transparents, ne peuvent être étudiés qu'après avoir subi l'*imprégnation au nitrate d'argent*. Par cette opération, on met en évidence les limites des cellules épithéliales en utilisant la propriété que possède le cément (?) qui les unit de réduire ce sel en fixant l'argent dans son intérieur. La matière à observer étant aussi fraîche que possible est d'abord lavée à l'eau distillée pour la débarrasser du sang et des corps étrangers qui la souillent, puis elle est tendue au moyen d'épingles sur une lame de liège bien propre. La face intéressante étant tournée du côté de l'opérateur, on la lave de nouveau à l'eau distillée, puis on la couvre d'une solution de nitrate d'argent étendue, au 300e ou au 500e, et on l'expose au soleil jusqu'à ce qu'elle prenne une apparence laiteuse. On procède alors à un nouveau lavage à l'eau distillée et l'on élimine finalement tout le nitrate non décomposé au moyen d'une solution d'hyposulfite de soude à 2 p. 100. On termine par un dernier lavage à l'eau et l'on applique le

picrocarminate sur la préparation. Les limites des cellules se colorent en noir, les noyaux en rouge, mais le carmin ne se fixe bien que si l'on a employé des solutions d'argent fort étendues. Nous engageons les étudiants à

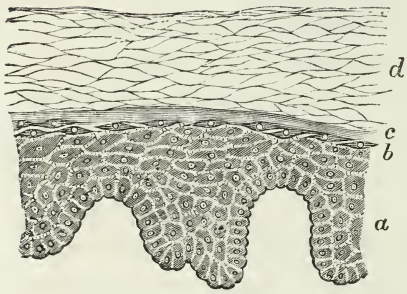


Fig. 254. — Coupe verticale au travers de l'épiderme. *a*, stratum malpighien limité par la couche basilaire ; *b*, stratum granulosum ; *c*, stratum lucidum ; *d*, stratum corneum.

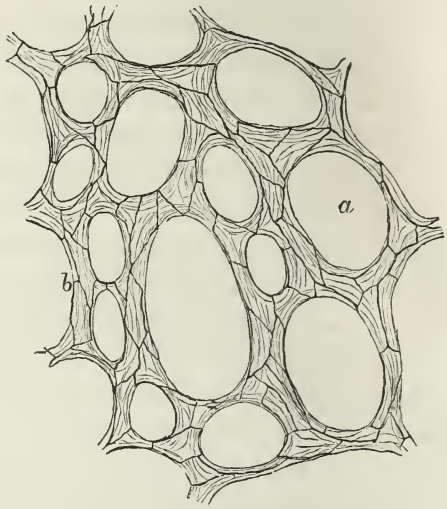


Fig. 255. — Portion de l'épiploon du chat imprégné de nitrate d'argent. Les lignes noires indiquent les limites des cellules endothéliales.

tenter d'abord les imprégnations sur des lambeaux de mésentère ou d'épiploon (fig. 255). Les gros vaisseaux seront fendus et traités comme une membrane ; on fera pénétrer le nitrate dans les petits par injection.

Nous chercherons nos exemples d'épithéliums pavimenteux stratifiés dans l'épiderme de la peau et celui de la langue. On fera d'abord courir le scalpel incliné à 45° sur la peau du bras ou de la jambe, en un point qui n'est pas soumis à des lavages quotidiens, pour en détacher des lamelles blanchâtres que l'on dissociera sur une lame dans le picro carminate d'ammoniaque (fig. 1, XXXIV); puis l'on agira de même sur l'épithélium de la langue et l'on fera avec le produit une préparation semblable à la première (fig. 1', XXXIV); enfin, revenant à la langue, on attaquera de nouveau la partie entamée précédemment en y mettant un peu plus de force pour en détacher des éléments plus profonds (fig. 2, XXXIV). Les deux premières préparations ne contiendront que des cellules lamelleuses, mais il existe entre elles cette différence qu'il est presque impossible de mettre le noyau en évidence dans les éléments de la première, tandis que la chose est facile avec ceux de la seconde. Les premières sont mortes et en voie de chute : ce sont les cellules de la couche cornée de notre figure 254; les secondes sont moins avancées et pourraient correspondre, par leur structure, aux éléments

du *stratum lucidum*. La troisième préparation nous montrera quelques cellules véritablement polyédriques, mais ces éléments se feront remarquer par le grand nombre de petites saillies qui hérissent leur surface, saillies qui leur permettent de s'engrener mutuellement : ce sont les cellules *crénelées* des histologistes. Les éléments plus profonds de l'épiderme ne pourront être étudiés par dilacération que sur des sujets ayant macéré dans des liquides dissociants. Les coupes sont également instructives; elles permettront d'observer, entre autres choses, la *couche basilaire*, qui limite intérieurement l'épithélium; les cellules qui la constituent sont remarquables par leur forme allongée, leur disposition parallèle et aussi par leurs propriétés physiologiques : elles engendrent les cellules nouvelles, contiennent la plus grande quantité du pigment qui colore la peau en certains points; en s'encroûtant de calcaire, elles forment l'émail des dents.

Le type des *cellules cylindriques* se trouve dans la muqueuse intestinale (fig. 4, 4', XXXIV). On se procurera facilement ces éléments en grattant avec le scalpel la face interne d'une portion d'intestin ayant séjourné dans un dissociant après avoir été complètement débarrassée de son contenu par des lavages. Il est indispensable de prendre les précautions indiquées, car on s'expose, sans elles : 1° à n'enlever que des lambeaux d'épithélium qui ne fourniront qu'une vue de haut des éléments ; dans ces conditions, ils se présentent pressés les uns contre les autres et comme de petits corps polyédriques (fig. 4'); 2° à ne pouvoir observer aucun des éléments, car ceux-ci étant très petits se trouvent facilement voilés par les détritus de la digestion. Ces cellules cylindriques, colorées par le picrocarminate, se présentent (fig. 4) comme de petits bâtonnets irréguliers, granuleux; elles contiennent un noyau facilement visible. Chez certaines espèces (lapin, etc.) ces cellules seront recouvertes sur leur face libre par une lamelle hyaline de 2 à 3 μ d'épaisseur : le *plateau;* nous en trouverons de plus beaux exemples dans les cellules à cils vibratiles que nous étudierons bientôt. La préparation pourra montrer aussi des cellules qui semblent provenir de l'altération des précédentes; elles se divisent en deux parties (fig. 3, XXXIV) : l'une, qui correspond à la face libre de la cellule encore engagée dans les tissus, est diaphane, excavée, remplie d'une matière à peu près hyaline qu'elle laisse échapper; l'autre est pleine, granuleuse et constituée par les restes du protoplasma et le noyau. Le picrocarminate employé seul ou après l'action de l'acide osmique montre bien la structure de ces éléments. On les appelle *cellules caliciformes* et on leur attribue la formation du mucus.

Nous terminerons par les *cellules à cils vibratiles* (fig. 5, XXXIV). Ce sont des éléments cylindriques s'éloignant du type par la présence de prolongements plus ou moins déliés, rameux parfois, par lesquels elles se fixent fortement au milieu des cellules plus profondes, et aussi par leur noyau fort

volumineux qui amène ordinairement l'hypertrophie de la région où il siège. L'épithélium à cil vibratile tapisse la trachée et les bronches, la membrane pituitaire, les canaux biliaires, la trompe de Fallope, les tubes de l'épididyme, etc. On se le procure en bon état en introduisant dans les méats du nez un petit bâton de bois un peu rugueux, une allumette par exemple, pour en détacher quelques-unes des cellules qui les recouvrent; la matière obtenue, qui est en grande partie formée de mucus, est étalée sur la lame ou mieux dissociée dans une goutte d'une solution saline contenant soit 5 millièmes de chlorure de sodium, soit 20 millièmes de phosphate de soude. On peut aussi observer le liquide émis par le nez pendant le coryza. On y trouvera (fig. 16, pl. XXXIV) en plus du mucus, *m*, et des cellules à cils vibratiles *epv*, des éléments lamelleux *epp*, et pavimenteux *ep*, provenant des parties inférieures des fosses nasales, ainsi que quelques leucocytes. On trouve des exemples plus beaux de ces cellules sur la langue et l'œsophage de la grenouille où on va les chercher avec le scalpel (fig. 5, XXXIV); l'observation se fait dans un des liquides précédents ou dans l'acide chromique fort étendu qui met en évidence les cils en les rendant plus réfringents. Le corps de la cellule et son noyau pourront être colorés par le picrocarminate, mais il ne faudra pas fixer le carmin par l'acide acétique, qui ferait disparaître les cils. Les cellules de l'œsophage de la grenouille portent toutes un plateau que surmontent les cils, généralement au nombre d'une dizaine; on rencontre parmi elles beaucoup de *cellules caliciformes* plus faciles à étudier que celles de la muqueuse intestinale.

En prenant le soin de recueillir les cellules précédentes sur le vivant et de les monter immédiatement dans de l'eau albumineuse ou du sérum, on pourra observer les cils en mouvement. Il vaut mieux cependant détacher avec le scalpel quelques-unes des cellules qui revêtent la face interne du manteau de l'huître et les monter dans leur milieu naturel, l'eau de mer qu'on trouve dans la coquille. Le résultat est encore plus saisissant si l'on enlève dans les branchies de petites lamelles de 5 millimètres de côté que l'on monte immédiatement dans le même liquide en ayant soin de les y étaler avec précaution. Ces lamelles, vues au microscope, paraîtront constituées par des lanières parallèles, tapissées par un épithélium vibratile qui projette ses cils dans les canaux formés par les intervalles que laissent entre elles les lanières. Les cils y battent l'eau d'un mouvement isochrone, s'abaissant et se relevant successivement à la façon des tiges d'un champ de blé soumises à l'action de coups de vents légers et répétés.

L'étude des épithéliums stratifiés est intéressante pour les recherches cliniques, car leurs cellules, en raison de leur chute normale, se rencontrent fréquemment dans les matières à analyser. Leur chute étant encore activée

par l'inflammation, on devra tenir compte de leur quantité, car il devient possible, lorsque les cellules que l'on rencontre en nombre présentent quelques particularités caractéristiques, de renseigner exactement le médecin sur le siège de la maladie : le fait est fréquent dans les analyses d'urine.

TISSU CONJONCTIF OU CONNECTIF.

Le tissu conjonctif se rencontre en tous points de l'économie, car il a pour rôle de réunir les organes entre eux et de maintenir leurs relations tout en permettant dans un espace limité les déplacements nécessaires à leur jeu. Il est susceptible d'un certain nombre de modifications et, pour nous en tenir aux principales, nous dirons que l'on s'accorde à regarder comme telles les tissus adipeux, tendineux, cartilagineux, osseux et la dentine.

Le tissu conjonctif proprement dit, qui est encore désigné par les noms de *tissu fibreux* et de *tissu lamineux*, se rencontre dans le derme, le tissu sous-cutané, le péritoine, les muqueuses, les séreuses, les muscles rouges, les gros nerfs, etc. Il comprend une gangue constituée par une masse amorphe, molle, dans laquelle sont renfermées des *cellules fibro-plastiques*, des *fibres lamineuses*, des *fibres élastiques*, enfin des *cellules migratrices* qui ne semblent être le plus souvent autre chose que des leucocytes.

Parmi ces éléments les fibres lamineuses l'emportent tellement en quantité sur les autres, qu'elles semblent à première vue constituer à elles seules le tissu. Il est cependant facile, en procédant avec méthode, de s'assurer qu'il en est autrement. Si l'on prend un petit lambeau de tissu sous-cutané et si on l'observe directement, il paraîtra formé tout simplement par des fibrilles nombreuses réunies en faisceaux onduleux séparés par une matière amorphe, la *substance interstitielle*. Vient-on à traiter la préparation par l'eau, cette substance disparaît aussitôt et le microscope ne montre plus que les *fibres lamineuses* simulant, si le tissu n'est point tendu, de longs cheveux flottants (fig. 1, *a*, XXXV); le picrocarminate accentue encore cette apparence, mais il faut se donner de garde de vouloir fixer le carmin par les acides étendus, car ceux-ci gonflent immédiatement les fibres lamineuses et les transforment en une masse hyaline en détruisant également les cellules fibro-plastiques. Par contre, l'action de ces réactifs, surtout celle de l'acide acétique, fera apparaître, au milieu de la masse des fibres lamineuses altérées, deux nouveaux éléments du tissu : les *leucocytes* sur lesquels nous ne nous étendrons pas et les *fibres élastiques* (fig. 5 et 6, XXXV). Celles-ci sont des éléments brillants, à bords généralement assez nets, ayant une épaisseur variable et qui sont caractérisés par leur résistance à presque tous les réactifs, par leurs ramifications et leurs anastomoses qui transforment leur

ensemble en un véritable réseau, enfin par leur élasticité. Elles sont droites quand le tissu qui les renferme est étiré, contournées, sinueuses dans tous les autres cas, à moins qu'elles ne soient brisées. Elles ne se colorent pas par le carmin, mais fixent l'acide picrique, la fuchsine et l'éosine en solutions alcooliques. On peut les isoler par l'action de la potasse au 10e. Elles résistent aux sucs digestifs et certains prétendent qu'on ne les rencontre nulle part aussi convenables pour l'étude que dans les fèces dont elles constituent avec les parties cellulosiques et lignifiées des végétaux les éléments figurés les plus constants.

Il faut des préparations spéciales pour voir les *cellules fibro-plastiques*. Le moyen le plus rapide consiste à injecter, au moyen d'une seringue à canule perforante, une solution de nitrate d'argent au millième dans le tissu sous-cutané. Il se forme ainsi une boule d'œdème dont on enlève une partie avec les ciseaux fins. On porte celle-ci dans le picrocarminate et, lorsqu'elle est colorée, on la monte dans la glycérine en ayant soin de l'y étaler. Les cellules fibro-plastiques apparaissent alors nettement au milieu des éléments que nous connaissons et qui ont été dissociés par la pression du liquide. Ce sont des éléments nucléés (fig. 3, XXXV) présentant un corps et un nombre variable de prolongements filiformes, ramifiés quelquefois, par lesquels ces cellules se tiendraient en communication directe.

Le mésentère et l'épiploon se prêtent aussi à l'étude du tissu conjonctif, mais les cellules fibro-plastiques y sont difficiles à mettre en évidence, à moins toutefois que l'on ne s'adresse à la grenouille chez qui ces éléments présentent en tous points, sauf dans le noyau (fig. 3′, XXXV), des granules pigmentaires d'un noir assez intense pour rendre les cellules fibro-plastiques plus visibles que tous les autres composants du tissu.

En raison de la présence constante des élastiques dans les fèces, matières que l'on peut avoir à analyser, il faut ajouter que ces éléments modifient quelquefois sensiblement leurs formes. Ainsi dans les *ligaments* que l'on considère comme une variété du tissu conjonctif dans laquelle les élastiques l'emportent de beaucoup sur les autres éléments, les fibrilles sont plus volumineuses que dans le tissu précédemment étudié (fig. 4, XXXV). Les élastiques forment de véritables membranes fenêtrées dans la paroi des artères. Les ligaments, que le vulgaire désigne à tort par le nom de nerf, se laisseront facilement dissocier après avoir été soumis pendant plusieurs heures à l'action de l'eau bouillante ; les élastiques des vaisseaux seront isolés en traitant des lambeaux de ceux-ci par la potasse concentrée.

TISSU ADIPEUX.

Le tissu adipeux ne diffère en somme du tissu conjonctif que par le dépôt de matières grasses dans les cellules fibro-plastiques, aussi voit-on celui-là se transformer facilement en tissu de réserve. La graisse apparaît sous forme de gouttelettes réfringentes dans l'intérieur des cellules fibro-plastiques; le nombre des gouttelettes augmentant, celles-ci arrivent au contact et se fusionnent au centre du petit organisme en repoussant vers la périphérie le protoplasme et le noyau. Le dépôt de matière grasse se continuant, le protoplasma est distendu et bientôt il n'apparaît plus qu'avec l'aspect d'une fine membrane que les anciens décrivaient comme la paroi des vésicules adipeuses (fig. 2′, XXXV). Lorsqu'elles sont isolées ou espacées, les cellules adipeuses se présentent comme de petites masses réfringentes sphériques ou elliptiques dont le diamètre varie entre 30 et 150 μ; réunies en certain nombre dans un espace restreint, elles deviennent polyédriques par pression réciproque et se groupent en lobules circonscrits par des capillaires.

On recherchera d'abord ses échantillons d'étude sur des animaux jeunes et pas gras et on les prendra de préférence dans le tissu sous-cutané ou dans le mésentère. Les cellules adipeuses se développent dans cette membrane sur les côtés des vaisseaux sanguins qu'elles bordent de deux bandes blanches d'autant plus larges qu'elles sont plus nombreuses, il sera donc facile de faire sa prise dans un point où ces cellules sont peu abondantes afin d'obtenir une préparation les montrant avec leur faciès normal arrondi telles que les représente la figure 2 de la planche XXXV en *va;* en traitant la préparation par le picrocarminate qui se fixera surtout sur les fibres lamineuses, on les fera ressortir davantage. On pourra agir ensuite sur l'épiploon des animaux domestiques, qui porte chez les bouchers et charcutiers le nom de *toilette*, dans lequel on retrouve encore çà et là des parties de tissu conjonctif ayant échappé au dépôt de graisse; on terminera par la panne qui au premier abord ne laissera voir que des cellules adipeuses polyédriques et des capillaires.

Ces préparations apprendront seulement à constater la présence des cellules adipeuses et à les distinguer des autres éléments de l'animal; elles ne fourniront aucune indication sur leur constitution qui réclame des préparations spéciales pour être connue. La première chose à faire est de séparer quelques cellules de la masse pour leur appliquer ensuite des colorants. On peut employer l'alcool au tiers comme dissociant et traiter ensuite la préparation soit par le picrocarminate d'ammoniaque qui colore le protoplasma

et le noyau, ou la solution alcoolique de bleu de quinoléine qui teint la graisse. Le meilleur agent est encore l'acide osmique au centième qui donne à la graisse un ton brun noirâtre qui n'empêche point de distinguer le protoplasma superficiel et le noyau qui ne participent pas à la coloration. On peut du reste les soumettre à l'action du picrocarminate. M. Ranvier agit tout autrement : il injecte la solution d'acide osmique au centième dans le tissu sous-cutané de la région dorsale d'un jeune lapin, de façon à obtenir une boule d'œdème remplie par le liquide; il en sépare ensuite une partie avec les ciseaux et la porte dans le microscope après l'avoir colorée par le picro carminate.

Nous n'insisterons pas sur les autres éléments du tissu adipeux que nous connaissons déjà. Cette étude nous servira dans l'analyse des corps gras et dans d'autres circonstances encore.

CARTILAGE.

On distingue trois variétés principales de cartilage caractérisées, si on les regarde comme des dérivés du tissu conjonctif, par la prédominance qu'y prennent les cellules fibro-plastiques (*c. cartilagineuses*) et la substance fondamentale formée ici par une matière hyaline, résistante et élastique, se transformant en *chondrine* sous l'action de l'eau bouillante. Deux variétés s'éloignent moins du tissu connectif dont elles présentent trois éléments; ce sont : 1° le *fibro-cartilage* dans lequel on trouve, en plus des cellules cartilagineuses et de la substance fondamentale, des fibres lamineuses; 2° le *cartilage réticulé* dans lequel les fibres lamineuses de l'espèce précédente sont remplacées par des élastiques. La troisième variété, le *cartilage hyalin*, qui est la plus répandue de toutes, est en même temps la plus simple, se trouvant réduite aux éléments fondamentaux : les cellules cartilagineuses et la substance fondamentale.

Les cartilages sont ordinairement assez consistants pour pouvoir être débités immédiatement en coupes fines; le cartilage réticulé demandera seul en certains cas à être durci au préalable par l'alcool absolu. On trouvera des exemples de fibro-cartilage dans les disques intervertébraux, dans les cartilages interarticulaires et dans ceux qui forment le rebord des cavités glénoïdes. L'épiglotte et le pavillon de l'oreille des mammifères seront choisis pour l'étude du cartilage réticulé. Les anneaux de la trachée (fig. 15, XXXIV), ceux des bronches, les cartilages costaux, la cloison et les cartilages latéraux du nez serviront à l'observation du cartilage hyalin.

La substance fondamentale est légèrement granuleuse (*sf*, fig. 15, XXXIV); elle est creusée de cavités, les *chondroplastes*, *ch*, qu'occupent les cellules et

de fins canalicules par lesquels ces éléments se mettent en relation. Le protoplasma, *p*, des cellules cartilagineuses est granuleux; il contient un noyau *n;* il est indispensable, si on veut l'observer en bon état, de monter les coupes dans une solution aqueuse saturée d'acide pricrique, ou de le colorer soit par le réactif iodé-ioduré, soit par la purpurine, soit par le picrocarminate. Ce dernier corps rendra encore des services dans l'étude des fibrocartilages en teintant de rouge les fibres lamineuses, et dans celle du cartilage réticulé en colorant en jaune les fibres élastiques. Les cellules sont ordinairement séparées largement par la substance fondamentale, mais comme ces éléments ont la propriété de se multiplier par division, on les trouve parfois groupés en massif comprenant un nombre variable d'individus entre lesquels on ne rencontre qu'une cloison fort mince, mais ce rapprochement cesse bientôt par l'épaississement de cette membrane qui entraîne sa confusion avec la substance fondamentale. Les chondroplastes sont limités par une membrane plus ou moins épaisse d'une substance complètement hyaline que l'on désigne par le nom de *capsule;* celle-ci est parfois commune à tous les membres d'une jeune famille.

Enfin, les cartilages ne sont pas vasculaires, mais ils sont recouverts par une lame de tissu fibreux riche en élastiques : le *périchondre*, dans lequel cheminent les vaisseaux sanguins et lymphatiques ainsi que les nerfs qui président à leur nutrition.

OS.

Les os proviennent aussi d'une modification du tissu connectif. La substance osseuse proprement dite se rapproche beaucoup du cartilage hyalin; elle ne présente que des cellules logées dans des cavités (*ostéoplastes*) creusées dans une substance fondamentale puissante, constituée par de l'*osséine*, encroûtée de sels minéraux, à base de chaux pour la plupart. Telle est du moins la composition de ces lamelles osseuses n'ayant pas 1 millimètre d'épaisseur que l'on rencontre dans les os courts, le diploé des os plats, les épiphyses des os longs. La substance fondamentale y est disposée en couches parallèles et les ostéoplastes y sont placés en lignes. Les cellules osseuses nucléées qui remplissent les ostéoplastes se relient entre elles par de nombreux *canalicules* très fins qui sillonnent en tous sens la substance fondamentale (fig. 256).

Toutes les masses osseuses plus épaisses que celles dont nous venons de parler, sont traversées par de larges conduits (*canaux de Havers*) qui cheminent dans toute leur masse parallèlement à la surface pour se terminer sous le périoste; mais, dans les os à moelle, une partie va déboucher

dans la cavité centrale. Ces canaux renferment toujours un ou deux vaisseaux sanguins, des lymphatiques, des nerfs et du tissu conjonctif servant à réunir le périoste à la moelle qui sont eux-mêmes des variétés de ce tissu.

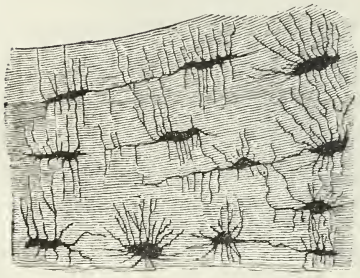


Fig. 256. — Lamelle osseuse ne comprenant que des ostéoplastes plongés dans la substance fondamentale (Klein et Variot).

Fig. 257. — Substance osseuse compacte en coupe transversale. *a*, lamelles concentriques; *b*, lamelles interstitielles (Klein et Variot).

Les lamelles de la substance fondamentale se disposent alors, ainsi que les ostéoplastes qu'elles renferment, en couches concentriques autour des canaux (fig. 12, XXXIV), engendrant ainsi des cylindres qui sont intimement unis par des lamelles indépendantes des canaux et que l'on nomme *lamelles interstitielles* (fig. 257).

Le *périoste* est constitué par du tissu fibreux; il se divise en une couche externe dense servant de support aux gros vaisseaux et aux troncs nerveux, et en une couche interne de texture lâche appelée *couche ostéogène*, car les portions profondes de sa substance fondamentale se transforment avec le temps en matière osseuse, tandis que les cellules fibro-plastiques qu'elles renferment deviennent des cellules osseuses. C'est ainsi qu'il se développe à la périphérie de l'os une troisième série de lamelles parallèles à la surface.

Pour étudier la substance osseuse, il faut pratiquer dans des os des coupes longitudinales et transversales, bien perpendiculaires à la face libre. Les os bien blancs, dégraissés, sont les plus convenables. L'opération est toute spéciale : ayant fixé l'os dans un étau en ayant soin de lui donner l'orientation voulue, on en détache avec une scie à découper très fine une lamelle aussi mince que possible. Celle-ci étant toujours trop épaisse pour être observée directement est usée, soit sur une meule à grain fin (celle qu'emploient les dentistes sur leur tour donne en très peu de temps un résultat excellent), soit au moyen d'une lime fine, jusqu'à ce qu'elle devienne bien transparente. Elle sera polie alors sur une pierre à aiguiser pour faire disparaître les stries dues à l'action des instruments précédemment employés. On lavera ensuite la préparation dans l'eau, puis dans l'alcool;

pour terminer, on la montera à sec, dans l'air, lorsqu'elle sera parfaitement desséchée. Les ostéoplastes et les canalicules, pleins d'air, apparaîtront en noir de la façon la plus nette si on les soumet à une amplification de 80 diamètres environ; ils sont invisibles dans les préparations montées avec un liquide susceptible de chasser le gaz qu'ils renferment. Les lamelles se distinguent mieux sur les coupes un peu épaisses.

Il est bien évident que cette façon de procéder détruit totalement les cellules osseuses et le contenu des canaux de Havers. Pour observer ces choses, il faudra décalcifier des fragments d'os soit au moyen du liquide de Kleienberg (Voy. page 374), soit en employant de l'acide chlorhydrique étendu de moitié d'eau. La matière devenue flexible sera débitée en coupes que l'on colorera par le picrocarminate ou la purpurine.

Pour étudier le périoste, on en détachera un lambeau par le grattage de la surface d'un os frais. On le fera durcir dans l'alcool pour en obtenir des coupes qui seront colorées par le picro carminate.

La *moelle des os* est composée d'une grande quantité d'une matière amorphe renfermant des fibres lamineuses déliées, des cellules (*médulocelles*) sphériques ou oblongues à noyau très volumineux, des vaisseaux, des nerfs, enfin des *myéloplastes* ou *ostoclastes*, corps lamelleux polynucléés, polymorphes, qui joueraient un rôle prépondérant dans la résorption modelante. Les médulocelles contiennent de l'hémoglobine, mais ils se chargent en certains points d'une quantité de graisse assez considérable pour dissimuler cette matière et faire reconnaître deux variétés de moelle : la *moelle jaune ou adipeuse*, qu'on rencontre dans la diaphyse des os longs, et la *moelle rouge*, qu'on peut se procurer dans les os plats, les os courts et aussi dans les épiphyses des os longs. Pour voir tous ces éléments, il suffit de faire macérer des fragments de moelle fraîche, pendant deux jours, dans l'alcool au tiers et de les dilacérer ensuite dans le picrocarminate d'ammoniaque.

TISSU MUSCULAIRE.

Le tissu musculaire ou contractile se présente avec deux aspects différents selon qu'on le prend dans les *muscles lisses* ou dans les *muscles striés*. Les seconds obéissent seuls à la volonté; le cœur fait exception à la règle, mais il est constitué par des fibres striées d'une nature spéciale dont nous dirons quelques mots.

Muscles lisses ou muscles blancs. — L'élément fondamental et unique de ces muscles est la *fibre-cellule* (fig. 8, XXXVI), organisme allongé, effilé à ses deux extrémités, pourvu d'un noyau étroit, étiré et onduleux *n*. Le corps de cette cellule semble constitué par des fibrilles ténues, parallèles au grand

axe et maintenues en place par une gaine élastique délicate (?). La longueur des fibres lisses varie entre 50 et 300 μ, car elles peuvent s'étirer considérablement; elles atteignent facilement 500 μ dans la paroi de l'utérus pendant la grossesse; leur largeur est comprise entre 6 et 12 μ. Elles se groupent parallèlement en petits faisceaux et s'unissent par l'intermédiaire d'une petite quantité de *substance interstitielle* homogène (fig. 7, XXXVI). Ces petits faisceaux peuvent constituer un muscle à eux seuls; mais tous les muscles lisses un peu volumineux résultent de l'accolement d'un nombre variable de petits faisceaux par du tissu conjonctif.

On recherchera surtout les fibres-cellules dans la paroi du tube digestif, depuis le milieu de l'œsophage jusqu'à l'anus, dans la vessie et dans l'utérus. On en prendra de petits lambeaux que l'on soumettra aux dissociants : l'alcool au tiers, l'acide nitrique étendu de dix fois son poids d'eau, la liqueur de Muller. Le gras-double, tel que le débitent les tripiers, est aussi fort propre à cette étude et n'a pas besoin de subir de macération préalable. On devra apporter le plus grand soin à la dilacération qui suivra l'action des dissociants, si l'on ne veut laisser les faisceaux entiers. Une première observation se fera dans l'eau ou dans la glycérine : elle montrera le corps de la cellule; pour voir le noyau, il faudra faire une seconde dilacération dans le picro carminate et fixer le carmin par l'acide acétique. A la suite de ce traitement, le corps de la fibre deviendra transparent, gélatiniforme, mais le noyau ne s'en détachera que mieux sur le fond de la préparation.

Les MUSCLES STRIÉS OU MUSCLES ROUGES forment ce que le vulgaire appelle la viande. Leur structure est fort complexe. Leurs éléments fondamentaux sont, croit-on, de petits organismes cylindriques (*éléments ou segments musculaires*), n'ayant pas plus de 1 μ de diamètre chez les vertébrés, qui se disposent bout à bout et en grand nombre pour former les *fibrilles musculaires*. Ces fibrilles, en se groupant parallèlement en faisceaux, constituent les *fibres musculaires*. Chaque fibre est limitée et protégée par une membrane élastique, le *sarcolemme* ou *myolemme*, et les fibrilles sont fixées dans son intérieur par une matière amorphe granuleuse : la *substance interfibrillaire* dans laquelle on rencontre des *noyaux* isolés. Les éléments musculaires se divisent transversalement en *disques* superposés, alternativement sombres et éclairés, et, comme les parties correspondantes des éléments se placent toujours en regard dans les fibrilles voisines, il en résulte que la fibre présente elle-même une alternance semblable, ce qui explique le nom par lequel on la désigne : celui de *fibre striée* (fig. 1-6, XXXVI).

Pour former les *faisceaux musculaires*, les fibres s'unissent en grand nombre par l'intermédiaire du tissu conjonctif. Celui-ci, que l'on nomme *perimysium*, sert aussi de support aux vaisseaux et aux nerfs (fig. 258).

Pour observer toutes ces éléments, des préparations diverses sont nécessaires.

Il faudra voir d'abord les fibres entières et en bon état. Ce sont des organismes assez volumineux pouvant atteindre de 27 à 40 mm. de longueur et 1 mm. d'épaisseur maxima.

On les préparera par dilacération de petits lambeaux de muscles ayant

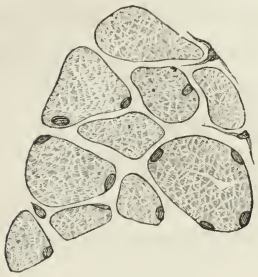


Fig. 258. — Fibres musculaires striées en coupe transversale. Elles montrent leur sarcolemme, leurs noyaux, et les fibrilles. Ces dernières forment une mosaïque dont les éléments polygonaux sont appelés *champs de Cohnheim*. Le perimysium est simplement indiquée par quelques cellules (Klein et Variot).

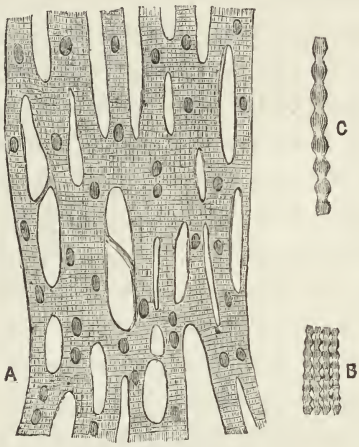


Fig. 259. — Fibres musculaires striées du cœur de la souris. A, montre la division des fibres et leurs anastomoses en réseaux ; B, est une partie de fibre ; C, une fibrille.

séjourné quelques jours dans l'alcool au tiers, ou dans une solution aqueuse contenant un dixième de bichromate de potasse, ou dans la liqueur de Muller. L'acide sulfurique au centième agit en 24 heures. La viande bouillie peut être employée sur-le-champ et donne d'excellents résultats. La dilacération se fera dans l'eau en prenant le soin de faire courir les aiguilles parallèlement aux fibres pour éviter de briser celles-ci. La préparation montrera la FORME générale de la fibre et aussi les STRIES TRANSVERSALES. On pourra accentuer ces dernières par l'éosine qui se fixe sur la matière contractile localisée, dit-on, dans les bandes sombres (fig. 3, XXXVI).

En opérant la dilacération dans le picrocarminate et en traitant ensuite la préparation par l'acide acétique, on fera disparaître les stries transversales, mais, par contre, on fera apparaître les NOYAUX. Ce sont de petits corps allongés, logés immédiatement au-dessous du sarcolemme chez les mammifères (fig. 4, XXXVI), en ce lieu et aussi entre les fibrilles chez les autres vertébrés (fig. 1, XXXVI).

Le moyen classique employé pour mettre le SARCOLEMME en évidence consiste à opérer de légères tractions longitudinales sur de petits amas de

fibres déjà fixées par les dissociants et de procéder aussitôt après à leur dilacération. On rencontrera dans la masse quelques fibres dont le contenu rompu et rétracté est cependant retenu par le sarcolemme qui l'entoure comme un manchon (fig. 5, XXXVI). Le réactif iodé teintant légèrement de jaune le sarcolemme, on en fera usage pour le rendre plus visible. Les extrémités brisées des fibres présentent aussi, parfois, des fragments du sarcolemme qui les surmonte à la façon d'une collerette (fig. 2, XXXVI). Dans un autre procédé, on colore le sarcolemme par le bleu de quinoléine et l'on fait ensuite agir sur les fibres la potasse à 35 0/0 qui dissout la substance des fibrilles.

Si l'on vient à dissocier dans du sérum une parcelle de muscle prise sur le vivant ou aussitôt après la mort, on observera que les fibres possèdent aussi des STRIES LONGITUDINALES. Ces stries sont formées par les fibrilles séparées par la MATIÈRE INTERFIBRILLAIRE. L'alcool, l'eau iodée, l'acide nitrique dilué, la liqueur de Muller les rendent plus apparentes (fig. 6, XXXVI). Il devient même assez facile de séparer les fibrilles avec les aiguilles sur des muscles ayant séjourné un certain temps dans les dissociants. L'opération réussit facilement avec les fibres musculaires de la patte de l'écrevisse après macération dans l'alcool.

Les fibres qui ont macéré dans l'acide chlorhydrique au millième se partagent, lors de la dilacération, en disques empilés comme des pièces de monnaie. C'est la formation de ces *disques de Bowmann* qui a mis les histologistes sur la voie des éléments musculaires : on admet que ces disques sont formés par tous les éléments placés dans la fibre à la même hauteur.

Le PERIMYSIUM se rencontrera au milieu des fibres dans les opérations précédentes. Pour le voir en place, il faudrait faire durcir et encoller de petits cubes de muscles, comme il a été dit à la page 37, afin d'en obtenir des coupes transversales que l'on monterait dans le picrocarminate.

Dans le cœur et dans les grosses veines qui y débouchent, les fibrilles sont encore réunies en colonnes, mais celles-ci, n'étant pas protégées par un sarcolemme, peuvent se diviser et s'anastomoser. Le muscle prend l'aspect d'un réseau ; son faciès est caractéristique (fig. 259). On en obtiendra des préparations en dilacérant de petits fragments d'oreillette qui auront séjourné un certain temps dans de l'acide chlorhydrique à 2 ou 3 0/0.

TISSUS NERVEUX.

Nous nous bornerons à étudier les éléments des centres nerveux, encéphale et moelle épinière, et ceux des nerfs.

On rencontre dans les centres de la *substance grise* et de la *substance blanche*. Dans l'encéphale la première est périphérique, la seconde centrale; la position semble renversée dans la moelle, où la partie la plus visible de la substance grise se trouve dans les quatre cornes, points de départ des racines sensitives et motrices des nerfs rachidiens, mais on y rencontre encore une lame de substance grise superficielle, assez peu épaisse, il est vrai, pour qu'on s'explique l'oubli dans lequel on la laisse trop souvent.

Les éléments fondamentaux de la SUBSTANCE GRISE sont les *cellules nerveuses*, que l'on désigne parfois, mais à tort, par le nom de *cellules ganglionnaires*, car l'on doit réserver cette appellation pour les éléments des ganglions du grand sympathique. Certains accordent aussi un rôle prépondérant aux *myélocytes* qui sont plongés, ainsi que les cellules, dans une matière, la *névroglie*, sur la nature de laquelle on n'est point encore fixé complè-

FIG. 260. — Coupe transversale de la substance blanche de la moelle montrant les fibres nerveuses à myéline coupées transversalement, la névroglie entre elles, avec deux cellules de la névroglie ramifiées.

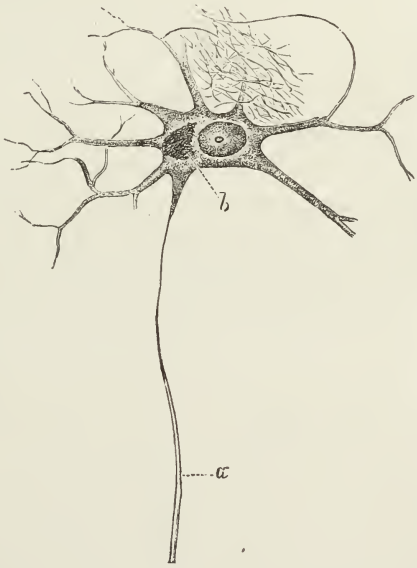


FIG. 261. — Une cellule ganglionnaire isolée de la corne antérieure de la moelle de l'homme. *a*, prolongement de Deiters; *b*, pigment. La figure montre en haut le lacis formé par les fibrilles primitives.

tement, mais que l'on tend à regarder comme d'origine connective, car on y rencontre une matière fondamentale très finement granuleuse, des fibrilles fort déliées ainsi que des *cellules en araignée* (fig. 260) qui se distinguent bien des cellules nerveuses, comme nous le verrons, par leur corps hyalin peu volumineux, par leurs prolongements nombreux devenant de suite très fins, enfin par leur noyau sans nucléole.

La forme et le volume des cellules nerveuses est variable : dans le cerveau (fig. 9, XXXIV) elles sont coniques et mesurent 28 μ sur 60; dans le cervelet (*cn.* fig. 8, XXXIV) elles sont sphériques et leur diamètre oscille entre 35 et 65 μ; les plus volumineuses (fig. 10, même planche) se rencontrent dans les cornes antérieures de la moelle où elles sont polyédriques ou fusiformes et mesurent de 70 à 140 μ; les cellules des cornes postérieures sont les plus petites : elles n'atteignent que 20 μ. Du corps des cellules partent des prolongements en nombre variable qui tous, moins un, se ramifient bientôt pour se résoudre dans la névroglie en filaments extraordinairement déliés (*les fibrilles nerveuses primitives*); celles-ci s'uniraient en réseau (fig. 261), disent les uns, se termineraient dans les myélocytes, prétendent les autres. Le prolongement qui fait exception s'amincit d'abord ; il reprend bientôt la forme cylindrique, s'avance sans se ramifier dans la substance blanche et la traverse pour s'engager dans les nerfs dont il constitue la partie la plus importante puisqu'il sert à la transmission des phénomènes nerveux. Dans la substance grise il porte le nom de *prolongement de Deiters* (*a*, fig. 261, et D, fig. 8, XXXIV), dans les tubes nerveux celui de *cylindre-axe*.

Le corps des cellules nerveuses est simplement granuleux au premier abord, mais si on le fixe avec soin, on s'aperçoit sans trop de peine que les granules appartiennent à de petites fibres qui traversent la cellule, se partagent entre les prolongements, puis entre les divisions de ceux-ci pour se résoudre finalement en ces *fibrilles primitives* dont nous avons déjà fait mention. Un noyau bien délimité par une ligne noire (*n*, fig. 8 et 9, XXIXIV) se rencontre dans chaque cellule; il renferme lui-même un ou deux nucléoles réfringents *n'*. Enfin, certaines cellules sont colorées soit par un pigment jaunâtre brillant, soit par un pigment noir (fig. 261 *b*).

Les *myélocytes* ou *noyaux à queue* sont de petites cellules sphériques de 5 à 6 μ de diamètre, dans lesquelles le protoplasma fort réduit ne recouvre le noyau que d'un enduit si mince qu'il passe inaperçu le plus souvent; ces éléments se continuent par deux prolongements grêles, opposés, que certains regardent comme des fibrilles primitives (*m*, fig. 8, 9, XXXIV). Ils sont surtout nombreux dans le cervelet, à proximité de la substance blanche.

Si l'on veut bien laisser de côté la constitution de la névroglie et les relations des cellules nerveuses avec les myélocytes par l'intermédiaire des fibrilles primitives, il sera facile d'observer les autres faits que nous avons avancés sur l'encéphale et la moelle des animaux domestiques. On peut se procurer facilement ces matières à Paris dans un grand état de fraîcheur, le matin, aux halles centrales, ou même chez les bouchers et les tripiers. Ayant découpé ces matières en lames de 5 millimètres au plus d'épaisseur, on les immergera pendant 24 heures dans l'alcool au tiers, ou dans le

sérum iodé, mais la dissolution d'acide chromique au $\frac{1}{3500}$ paraît préférable à condition qu'on ne la laisse pas agir plus du temps indiqué. On enlèvera alors dans la région de la substance grise qui avoisine la substance blanche une parcelle de matière du volume d'un grain de millet et, l'ayant portée sur une lame dans une goutte d'eau ou de picrocarminate, on la frappera doucement et à coups répétés avec le plat de l'aiguille à cataracte jusqu'à ce qu'elle soit dissociée. On recouvrira alors de la lamelle et l'on aura soin de ne point fixer le carmin dans les cellules par un acide afin d'éviter l'altération de celles-ci.

La SUBSTANCE BLANCHE (fig. 11, XXXIV) est essentiellement constituée par une quantité variable de substance grise et un grand nombre de *tubes nerveux à myéline*. Ceux-ci sont tout simplement formés par les prolongements de Deiters *c*, recouverts d'un manchon de *myéline*, *m*, matière ayant la consistance de la térébenthine, d'un blanc éclatant lorsqu'elle est vue par réflexion, caractérisée surtout par la coloration noire que lui communique l'acide osmique et aussi parce qu'elle se présente toujours sous le microscope avec un double contour bien accusé. Lorsque ces tubes sont lésés ou altérés, de cylindriques ils deviennent variqueux et des gouttelettes de myéline s'en détachent et se répandent dans le liquide de la préparation sans cesser de présenter le double contour. Il suffit de dissocier dans l'eau une parcelle de substance blanche pour voir ces choses; on fera bien d'en faire aussi des préparations dans l'acide osmique au 100e et d'autres dans le picrocarminate ; on pourra même faire agir successivement les deux réactifs sur la matière : la myéline apparaîtra en noir et les cylindres-axes en rouge partout où ils seront dénudés.

Recherche des taches de matière cérébrale. — L'expert attaché aux tribunaux peut être appelé, lorsque le crâne de la victime a été défoncé et qu'une portion de la masse encéphalique a été projetée, à donner son avis sur la nature de taches trouvées sur les habits de l'inculpé ou sur les instruments qui ont servi à commettre le crime. Il s'appliquera à retrouver dans ces taches les éléments figurés de l'encéphale, mais comme les cellules nerveuses s'altèrent très rapidement, il se bornera à la recherche des myélocytes et des tubes nerveux de la substance blanche dont la myéline, très résistante, peut fournir pendant longtemps les éléments d'une conclusion nettement affirmative. Ces taches sont souvent épaisses comme celles que produit le fromage blanc; elles seront traitées par l'eau pendant 3 ou 4 heures, le temps nécessaire pour les ramollir, puis, en prenant de petites portions de la grosseur d'un grain de millet, on les dissociera dans l'eau, le picrocarminate, l'acide osmique au centième, afin de caractériser nettement les éléments qu'elle contient.

Si la tache était couleur de rouille, il y aurait des présomptions pour que du sang se trouvât mêlé aux matières cérébrales; on devrait alors diviser la tache en deux parties et faire deux opérations séparées pour caractériser le sang et la matière nerveuse; cette façon de procéder est la plus sage. Si le volume de la tache ne permettait pas d'agir ainsi, on remplacerait l'eau dans l'opération précédente par une solution de sulfate de soude à 5 p. 100 qui, nous le savons, n'altère pas, ou très peu, les globules rouges.

Nerfs. — Pour former les nerfs, les tubes à myéline de la substance blanche quittent les centres nerveux, mais aussitôt leur sortie ils se recouvrent d'une enveloppe protectrice hyaline : la *gaine de Schwann*, et ils deviennent les *tubes nerveux à gaine de Schwann.* Le cylindre-axe (*c*, fig, 7, XXXIV) court sans interruption au centre de ces tubes. La gaine de Schwann *g*, est formée d'éléments cylindriques placés en enfilade; chaque élément présente en son milieu un noyau *ng* et ses extrémités sont nettement marquées par une solution de continuité dans le manchon de myéline *m*, due à une hypertrophie de la gaine au point de rencontre des éléments contigus. Les *tubes à gaine de Schwann* se rassemblent parallèlement, par l'intermédiaire d'une névroglie, en faisceaux que protège une enveloppe de tissu cellulaire, homogène, incolore, transparent, disposé en lamelles : le *périnèvre*, *p* (fig. 262). Les gros nerfs sont constitués par un nombre variable de ces faisceaux réunis par du tissu conjonctif que l'on désigne par les deux noms de *névrilemme* et d'*épinèvre, ep;* du tissu adipeux *f*, peut recouvrir le tout.

Les faisceaux à périnèvre se partagent entre les ramifications des gros nerfs; à certain moment, les branches ne sont plus constituées que par un de ces faisceaux qui distribue lui-même ses tubes à gaine entre ses divisions. Finalement, vers la périphérie et dans les organes, les nerfs sont réduits à un de ces tubes et même, vers leur terminaison, ceux-ci perdent totalement leur myéline, se réduisant à la gaine nucléée et au cylindre-axe. Il est à remarquer que les filets du grand sympathique sont formés, eux aussi, par de ces tubes dépourvus de myéline, appelés *fibres de Remak*, auxquels ne sont mêlés que de rares tubes à myéline.

Pour étudier les nerfs, il faudra en dissocier des portions de quelques millimètres dans le picro-carminate. Si l'on a soin de fendre quelques périnèvres, on pourra observer tous les éléments de ces organes : névrilemme (*ne*, fig. 7, XXXIV), périnèvre *p*, tubes nerveux, et même juger de leurs relations, bien qu'une coupe transversale d'un nerf durci dans l'alcool absolu en donne une idée meilleure. Quelques tubes vidés en partie de leur myéline montreront le cylindre-axe coloré en rouge dans leur intérieur. Pour distinguer nettement les éléments des tubes à gaine de Schwann, il faut des préparations spéciales : plonger des fragments de nerfs pendant

24 heures dans l'acide osmique au 100e, les laver et les dissocier dans le picro carminate, ce qui fournit des préparations dans lesquelles la myéline se

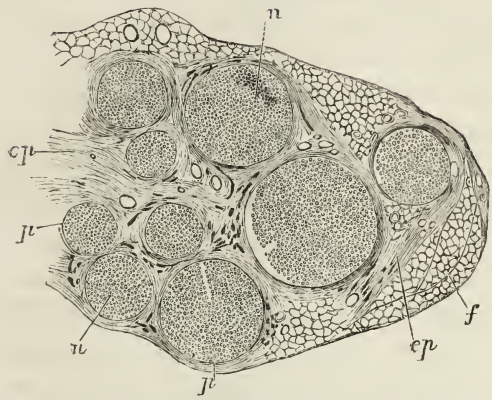


Fig. 262. — Coupe transversale du nerf sciatique du chien. *n*, fibres nerveuses à gaine de Schwann; *p*, périnèvre; *ep*, névrilemme; *f*, tissu adipeux (Klein et Variot),

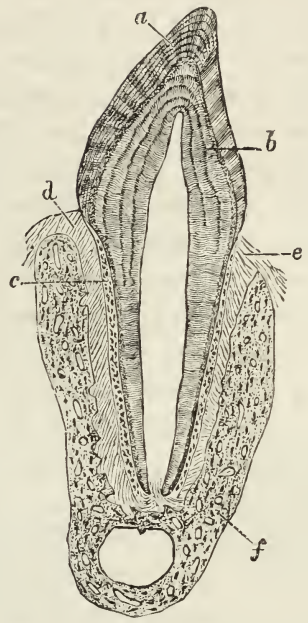


Fig. 263. — Coupe longitudinale de la première molaire du chat. Voir le texte pour la légende (Klein et Variot).

présente en noir, les noyaux et le cylindre-axe en rouge; la gaine reste incolore. Le cylindre sera visible dans tous les intervalles que laissent entre eux les manchons de myéline.

DENTS.

Les dents de l'homme, arrivées à leur complet développement, qu'elles appartiennent à la première ou à la seconde dentition, présentent (fig. 263) une cavité centrale remplie par une masse molle : la *pulpe*. Celle-ci est enveloppée par la *dentine ou ivoire*, *b*, qui est recouverte elle-même sur la couronne par l'*émail*, *a*, sur la racine par le *cément*, *c*. Un tissu fibreux *p*, le *périoste alvéolo-dentaire*, fixé d'un côté sur le cément, de l'autre sur la paroi de l'alvéole *f*, maintient solidement en place le petit organisme.

La *pulpe* est constituée par cette variété de tissu conjonctif que Robin a distinguée par le nom de *phanérophore* et qui produit les dents, les poils et les ongles. Ce tissu est constitué par une masse amorphe granuleuse, abon

dante, des cellules fibro-plastiques nombreuses, très riches en prolongements ramifiés, et des fibres lamineuses assez rares. On rencontre encore dans la pulpe dentaire des granulations sphéroïdales, mamelonnées, calcaires, de 30 à 100 μ de diamètre, et aussi de petites masses d'hémoglobine amorphe. Elle est parcourue par des capillaires formant des réseaux qui affectent surtout une direction parallèle au grand axe de la dent, et par des tubes nerveux à myéline. Près de la surface, ces tubes perdent leur gaine et se mettent probablement en relation directe avec les éléments d'une couche continue de cellules à peu près prismatiques (les *cellules de la dentine ou odontoblastes*) appliquées contre la dentine, limitant par conséquent la pulpe. Du corps granuleux et nucléé de ces odontoblastes, partent des prolongements hyalins (*fibres de la dentine*), qui s'engagent dans les canaux de la dentine et s'avancent ainsi jusqu'au-dessous de l'émail.

La dentine est constituée par une matière amorphe, imprégnée de calcaire, parcourue par un grand nombre de canalicules (*C. de la dentine*) perpendiculaires à la pulpe et qui s'avancent après avoir décrit quelques courbes légères jusqu'au voisinage de l'émail et du cément où ils se jettent dans des cavités irrégulières, contenant des cellules nucléées. L'ensemble de ces cavités forme le *réseau* ou la *couche lacunaire* (fig. 264). Les canalicules s'anastomosent entre eux par des branches latérales; ils ont une paroi propre et peuvent être isolés en dilacérant des tranches de dentine décalcifiées par une immersion dans de l'acide chlorhydrique étendu de la moitié de son poids d'eau. A la suite de troubles dans la formation de la dent, on trouve, au milieu du tissu normal, des sphérules isolées ou agglomérées de dentine dans lesquelles les canalicules s'irradiant du centre vers la circonférence forment des systèmes bien distincts des précédents. Ces inclusions sont les véritables *globes de dentine* que l'on ne doit pas confondre avec les masses de dentine comprises entre les cavités du réseau lacunaire, comme cela a été fait. Les globes sont souvent séparés de la dentine normale par des vides à contours arrondis : les *espaces interglobulaires*.

L'émail est constitué par des prismes à six faces accolés (*prismes de l'émail*, fig. 265, B), dirigés normalement à la surface de la dent et dont la longueur variable est fixée par l'épaisseur de la partie de l'émail dans laquelle ils siègent. Ils sont encroûtés d'une grande quantité de calcaire, mais peuvent être facilement isolés en plongeant pendant quelques jours des dents entières et mieux des tranches épaisses de celles-ci dans de l'acide chlorhydrique étendu à 5 0/0; l'émail se réduit alors en une masse molle, dont les éléments sans adhérence aucune se dissocient sans peine dans l'eau ou la glycérine. Les prismes isolés sont légèrement onduleux (fig. 265, A), ce qui leur permet de s'engrener entre eux; ils paraissent hété-

rogènes, formés par une alternance de parties brillantes et de parties foncées striées transversalement; on a donné plusieurs hypothèses pour expliquer

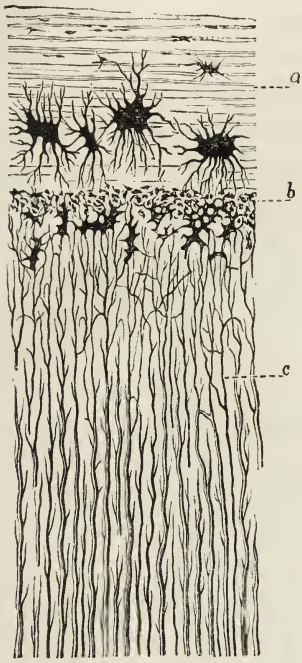


Fig. 264. — Coupe transversale de la racine d'une canine de l'homme. *a*, cément; *b*, réseau lacunaire; *c*, canalicules de la dentine (Klein et Variot).

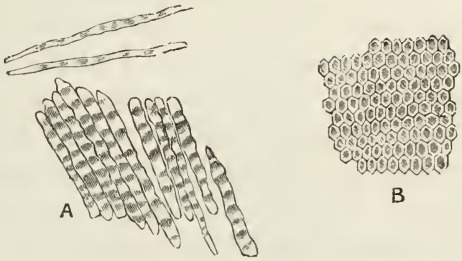


Fig. 265. — Prismes de l'émail. A, vus longitudinalement; B, en coupe transversale (Klein et Variot).

cette apparence qui me semble due tout simplement à un jeu de lumière causé par la forme ondulée des prismes.

Le cément est de nature osseuse; comme l'os dont il a la structure, il ne présente de *canaux de Havers* que dans les parties où il possède plus d'un millimètre d'épaisseur : ceux-ci se trouvent donc localisés surtout vers la pointe de la racine.

L'émail des dents jeunes est recouvert d'une membrane transparente, un peu granuleuse, résistante, inattaquable aux acides : c'est la *cuticule de l'émail.* Elle disparaît assez vite par le frottement. Pour la voir, il faut préparer des coupes minces de dents, dont l'éruption s'est faite depuis peu, en prenant soin de respecter les bords de l'émail. La coupe étant montée dans de l'eau additionnée d'un tiers d'acide chlorhydrique, sera attaquée par celui-ci et le gaz qui se dégagera faisant pression sur la cuticule la séparera de l'émail et la mettra ainsi en évidence.

Pour étudier en place les éléments de la dent, on choisira de préférence les canines ou les prémolaires et l'on en fera des coupes longitudinales

médianes et des coupes transversales ; quelques-unes de celles-ci passeront par la couronne, d'autres par la racine. On peut décalcifier les dents au moyen du liquide de Kleienberg (p. 374), ce qui permet d'obtenir des coupes avec le rasoir, mais cette façon de procéder ne convient bien que pour l'étude des tissus mous de la dent, et de plus cette étude ne pourra se faire que sur des dents récemment enlevées de leur alévole et avec des précautions particulières pour ne point altérer par la traction les relations des éléments. Les tissus durs (émail, ivoire, cément) doivent être vus sur des coupes non décalcifiées préparées par une méthode analogue à celle que nous avons indiquée à propos de l'étude du tissu osseux. Les coupes longitudinales devront passer par le plan médian de la dent perpendiculaire à la face linguale. Ayant encastré convenablement la dent entre deux lames de liège, on la fixera dans les mors d'un étau et, au moyen de la lime, on en fera tomber un peu plus du tiers. On retournera alors la dent et l'on traitera de même la face opposée à celle qui a été attaquée. On obtiendra ainsi une lamelle que l'on traitera absolument comme les lamelles osseuses préparées à la scie. Ce procédé est plus expéditif que tous ceux qui ont été recommandés, car la petite scie fait difficilement prise sur l'émail et l'altère souvent par de fausses morsures. Il faudra tenir compte, en amincissant les coupes, de ce que la couronne revêtue d'émail résiste plus que la racine. Les coupes devront être montées à sec, ou plongées dans du baume liquéfié et recouvertes aussitôt après de la lamelle, afin de maintenir l'air dans les canalicules de la dentine et du cément.

POILS (pl. XXXVII).

La *peau* est formée de deux tissus différents. A l'extérieur se rencontre l'*épiderme*, constitué lui-même par cet épithélium stratifié que nous avons représenté dans la figure 254 ; au-dessous de celui-ci se trouve le *derme*, charpente de tissu conjonctif renfermant dans sa partie extérieure, appelée *chorion*, des papilles nerveuses ou sanguines, dans sa partie interne de nombreuses cellules grasses, ce qui explique le nom de *pannicule adipeux* (fig. 266,6) par lequel on désigne cette dernière.

Les poils sont des dépendances de la peau, mais dérivent plus particulièrement de l'épiderme. Ils se produisent (fig. 266) au fond de culs-de-sac, à peu près cylindriques, tapissés en tout point par l'épiderme : les *follicules pileux*. Dans le fond de la cavité se dresse une papille sanguine, soulèvement du derme, constituée par cette variété de tissu que Robin a distinguée par le nom de *phanérophore* (p. 419). Le poil prend naissance de la partie de l'épiderme qui coiffe cette papille, par une prolifération exa-

gérée, s'il m'est permis de parler ainsi, de la couche basilaire. Les cellules jeunes sont polyédriques, nucléées, leur protoplasma granuleux renferme du pigment : en un mot, elles ressemblent aux éléments de la couche de Malpighi. Mais au fur et à mesure que ces cellules sont repoussées vers l'extérieur, elles modifient leur forme pour la plupart de telle façon que dans les

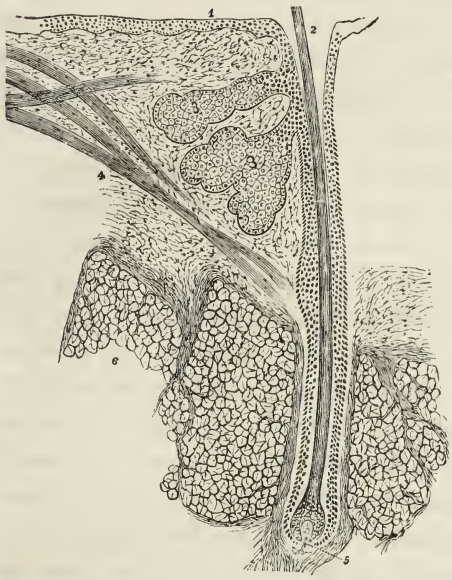


Fig. 266. — Coupe longitudinale de la peau passant par l'insertion d'un cheveu. 1, épiderme ; 2, orifice du follicule pileux; 3, follicule sébacé ; 4, muscle arrector pili ; 5, papille du poil; 6, tissu adipeux (d'après Klein et Variot).

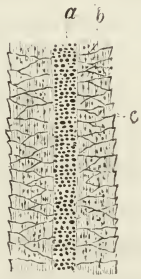


Fig. 267. — Schema destiné à montrer la disposition des éléments dans la flèche d'un cheveu humain pigmenté. *a*, moelle ; *b*, substance corticale; *c*, épiderme.

gros poils elles se présentent avec trois aspects différents selon qu'on les observe dans la *moelle*, partie médiane du poil, dans la *substance corticale* ou dans l'*épiderme*.

Il faut, avant d'aller plus loin, donner quelques définitions : la saillie du derme dans le follicule est la *papille du poil;* les cellules génératrices et les éléments jeunes qui coiffent la papille, forment le *bulbe du poil;* la partie inférieure du poil surmontant le bulbe, incluse dans le follicule, est la *racine;* sa partie libre saillant au dehors est la *tige* ou la *flèche du poil;* enfin, la portion de l'épiderme qui tapisse le follicule en entourant la racine est la *gaine de la racine*.

La différenciation des éléments étant progressive, c'est dans la flèche que nous trouverons le maximum de complication. Mais tous les poils ne sont point semblables ; les plus volumineux présentent (fig. 267) au centre une moelle qui manque aux plus petits; la substance corticale entoure la moelle lorsqu'elle existe ; enfin, l'épiderme recouvre le tout. De ces deux dernières

parties, la première est la plus constante, car le frottement et les soins de toilette peuvent causer la chute de l'épiderme.

L'*épiderme* est constitué par des cellules lamelleuses, cornées, presque entièrement hyalines et qui semblent dépourvues de noyau (fig. 1); elles sont disposées à la façon des tuiles d'un toit, le bord libre tourné vers le sommet du poil. Ces cellules s'observent difficilement en place sur les cheveux et les poils fortement colorés de l'homme ; on peut les apercevoir sur les poils jeunes (fig. 10) ou blonds, mais la laine de mouton en présentera des exemples bien plus beaux (fig. 21) : l'imbrication y est évidente. On peut isoler facilement ces cellules en grattant très légèrement la surface de cheveux ou de poils ayant séjourné pendant quelques instants dans un liquide chauffé à 80°, formé de parties égales de glycérine et de lessive des savonniers étendue de douze fois son poids d'eau.

Les éléments de la *substance corticale* ou *fondamentale*, la partie la plus importante du poil, sont de petites cellules fort allongées (fig. 3) dans lesquelles on a signalé un noyau étiré, en bâtonnet, mais qui est presque toujours invisible. Ces cellules sont unies par une matière interstitielle chargée de pigment de même que le corps de la cellule. Ce pigment peut se présenter à l'état de diffusion ou en granulations ; c'est à lui que les cheveux doivent en grande partie leur coloration. Dans les poils rouges, il y a surtout du pigment diffus ; dans les poils blancs et dans ceux des albinos il n'y a pas de pigment; dans les poils gris, il y a de l'air, au moins dans les couches superficielles de la substance du poil, et le pigment y manque. On ne peut distinguer les fibres de la substance corticale sur le poil entier; il faut les isoler pour les étudier : on y arrive facilement en plongeant pendant quelques instants des poils ou des cheveux soit dans de la liqueur des savonniers, soit dans de l'acide sulfurique concentré, portés à l'ébullition, et les dissociant ensuite dans une goutte d'eau au moyen des aiguilles.

La *moelle*, lorsqu'elle existe, est bien distincte au microscope. Ses cellules sont groupées au centre des poils en une bande continue ou en amas séparés, de couleur foncée, mais elles ne peuvent être étudiées convenablement qu'après avoir été isolées. L'acide sulfurique et la lessive de soude seront encore employés ; on modérera leur action pour arriver à un bon résultat; la dilacération mettra les cellules en évidence. Avec les cheveux blancs, le traitement par le réactif suffit. Les éléments de la moelle sont polyédriques ou arrondis, nucléés ; ils peuvent contenir des granulations pigmentaires dans les cheveux fortement colorés. On y rencontre aussi des granulations graisseuses et des bulles d'air beaucoup plus évidentes chez certains mammifères : le lapin, le lièvre, le chat, le chien, que chez l'homme.

L'expert peut avoir à reconnaître des poils trouvés sur la victime, sur l'inculpé, ou sur les instruments du crime, et à les identifier, selon les cas,

aux cheveux et aux poils de la victime ou de l'inculpé. Il peut, il est vrai, se trouver aussi tout simplement en présence de poils d'animaux. Le problème n'est pas toujours facile à résoudre. Les poils d'un même individu ne sont pas toujours identiques, fussent-ils pris dans la même région, ainsi que le montre la figure 11 dans laquelle sont représentés quatre cheveux très différents d'aspect, bien qu'ils proviennent d'une même mèche; ils étaient disposés sous le microscope comme nous les montrons; le fait est frappant. Certains poils d'animaux ressemblent à ceux de l'homme; un coup d'œil jeté sur notre planche XXXVII ne laisse pas de doute à cet égard.

Pour arriver au but, l'expert devra porter successivement son attention : 1° sur le *faciès général* des poils; le mode de répartition des cellules de la moelle, etc. ; 2° sur leur *coloration ;* 3° sur leur *épaisseur ;* 4° sur leur *forme :* les poils longs comme les cheveux semblent cylindriques, sauf vers la pointe s'ils n'ont jamais été sectionnés ; les poils courts sont coniques (fig. 8-9) ; 5° sur la *forme de leur section* prise sur une coupe transversale [1] : dans les poils droits, elle est circulaire ; dans les poils frisés, elle est elliptique ou prismatique ; 6° sur leur *longueur ;* l'expert tiendra compte de ce que les poils ont pu être raccourcis depuis l'époque du crime. Les poils coupés récemment avec un bon instrument ont leur extrémité tronquée nettement (fig. 5); avec le temps, cette extrémité s'arrondit par le frottement (fig. 6) ou s'effiloche plus ou moins profondément (fig. 7); 7° l'*état des deux extrémités* devra être constaté : le poil, ou le cheveu, sur lequel on opère une traction se brise quelquefois à la base de la flèche d'une façon inégale ; souvent aussi, il se détache de la papille (fig. 12) en entraînant le bulbe et parfois la gaine en même temps. Le bulbe provenant d'un poil en voie d'accroissement a la forme d'une cloche ; celui qui se détache des poils en état de dégénérescence est découpé en prolongements rhizoïdes ; cette dernière forme est plus commune qu'on ne le pense ordinairement. Lorsque la gaine n'est point entraînée, on voit les cellules épidermiques hérisser la base de la racine (*ep*, fig. 12) après avoir été écartées de l'axe par le frottement contre la paroi du follicule.

Nous avons rapproché dans notre planche XXXVII les principaux types de poils de l'homme de quelques spécimens de ces mêmes organismes pris chez les animaux avec lesquels il se trouve le plus souvent en contact. Nous glisserons sur ce sujet, pensant que l'inspection des figures est ici tout aussi instructive et moins fastidieuse que la lecture d'une série de descriptions qui ne peuvent différer sensiblement les unes des autres.

1. Pour obtenir ces coupes, on peut encastrer les poils dans la moelle du sureau; il est cependant préférable de les emprisonner dans du collodion après les avoir tendus sur une lame de verre en fixant leurs extrémités dans de la cire que l'on ramollit au moment voulu avec un fer chaud.

Nous avons cru bien faire en plaçant à côté des poils la représentation de quelques *barbules* de plumes duveteuses et de tectrices qui pourraient se confondre avec des poils ou tout au moins embarrasser pendant quelque temps. Les barbules du duvet (*a*, fig. 22) ont une certaine ressemblance avec l'extrémité indemne des cheveux si délicats d'un enfant de six mois (*a*, fig. 10) ; les barbules des tectrices (*b*, fig. 22) s'éloignent suffisamment de tous les poils par leurs prolongements latéraux pour qu'aucune confusion fâcheuse puisse se produire.

SPERME.

Le *sperme* est un liquide plus ou moins épais, tenant en suspension des corps fort divers : les produits de sécrétion des différentes glandes constituant l'appareil génital, et ceux qui proviennent de la desquamation des canaux que le sperme parcourt pour s'échapper au dehors.

Les éléments fondamentaux, caractéristiques du sperme, sont les *spermatozoïdes*. Ces organismes se produisent dans les canalicules séminifères aux dépens de cellules spéciales, les *spermatoblastes*, qui les tapissent. A la suite de la division répétée de ces cellules apparaissent sur leur surface libre (fig. 13″, *a*, XXXIV) des sortes de bourgeons arrondis, nucléés, dont le corps ne tarde pas à s'allonger considérablement dans la lumière du canal pour former la queue du spermatozoïde, tandis que le noyau resté au contact du spermatoblaste va en constituer la tête. Arrivés à leur complet développement, les spermatozoïdes rompent leurs attaches et tombent dans le canalicule qui se remplit, à la suite, d'une substance blanche, crémeuse, dont les spermatozoïdes forment les neuf dizièmes.

Les spermatozoïdes présentent quatre parties distinctes : 1° la tête qui est concavo-convexe, presque arrondie lorsqu'elle est vue de face, piriforme lorsqu'elle est vue de champ (fig. 13″, *sp*); elle mesure 5 μ de long, sur 4 μ de large ; son épaisseur ne dépasse pas 2 μ ; 2° au-dessous de la tête, séparant celle-ci de la queue, se trouve une partie cylindrique, sorte de bâtonnet, peu distincte chez l'homme, très visible chez le taureau, la chauve-souris, le lézard après l'action de l'iode qui se fixe en grande quantité sur cette partie. Le bâtonnet est entouré le plus souvent (3°) par des débris de la cellule génératrice du spermatozoïde. La queue forme la quatrième partie ; elle a environ 45 μ de longueur, elle est animée d'un mouvement oscillatoire, pouvant persister pendant plus de 24 heures, qui fait progresser l'individu de 4 mm. environ par minute ; les alcalis activent le déplacement, les acides l'arrêtent complètement. Les spermatozoïdes présentent une très grande résistance aux réactifs et à la putréfaction : je les

ai retrouvés, en bon état, dans un dépôt urinaire conservé depuis plus d'une année. Desséchés sur le linge, ils se conservent indéfiniment.

En parcourant l'épididyme, le sperme se charge quelquefois, mais très rarement, de quelques-unes des cellules épithéliales cylindriques à longs cils vibratils qui tapissent ce conduit. Le canal déférent et le *vas aberrans* lui abandonnent un liquide renfermant des cellules épithéliales prismatiques et aussi des granulations polyédriques irrégulières réfringentes, qui font prendre au sperme une coloration gris brunâtre. Dans les vésicules séminales, il s'y ajoute un liquide abondant chargé de cellules épithéliales cylindriques, de gros globules blancs, de globules rouges et de concrétions d'une matière azotée, homogène, incolore, de consistance cireuse, se colorant en jaune verdâtre par le réactif iodé-ioduré fort étendu, en brun par le même réactif concentré ; ces concrétions sont plus ou moins arrondies ou formées par l'accolement de sphères ou de portions de sphères; Robin les a désignées par le nom de *sympexions* (*sy*, fig. 13, XXXIV). La prostate et ses annexes déversent dans le sperme des cellules épithéliales prismatiques et des granulations graisseuses à centre brillant et à contour foncé qui rendent à ce liquide son aspect blanc crémeux primitif. Le mucus, qui donne au sperme sa consistance filante, gélatiniforme, est produit par les glandes de Cooper et celles de Littre. Enfin, l'urèthre lui abandonne aussi quelques-unes des cellules épithéliales pavimenteuses qui le tapissent dans sa partie terminale.

Ce n'est pas tout, à cette liste déjà longue des éléments que l'on peut rencontrer dans le sperme récemment éjaculé, il convient d'ajouter des cristaux qui n'y apparaissent que plusieurs heures après sa mise en liberté, à la suite du refroidissement. La plupart de ceux-ci sont de gros prismes obliques à base rhombe, isolés ou maclés (fig. 13′, XXXIV, *ph*), formés par du phosphate de magnésie; à ceux-ci viennent se joindre parfois, mais rarement, des cristaux d'oxalate de chaux, de phosphate bi calcique et même de phosphate ammoniaco-magnésien [1].

Les préparations de sperme s'obtiennent en plaçant une gouttelette de ce liquide entre les deux lames de verre, sans addition d'une autre matière. L'observation se fait avec une amplification de 4 à 500 diamètres.

Les TACHES DE SPERME, dont la constatation, au point de vue des accusations de viol et d'attentat à la pudeur, présente une importance capitale, peuvent être reconnues par des procédés certains, d'une exécution simple et facile. Elles ont des dimensions variées, une coloration gris jaunâtre; les contours en sont sinueux et ont une teinte plus marquée ; le tissu qu'elles recouvrent ou qu'elles pénètrent est raide comme s'il avait été empesé; et, une remarque

1. Ces corps sont décrits dans le chapitre qui traite des sédiments urinaires.

essentielle, c'est que ces caractères ne s'observent souvent que sur la surface mouillée par le sperme, de sorte que, si le tissu est épais, la surface opposée à la tache ne présente aucun changement d'aspect.

L'examen microscopique peut seul faire trouver le caractère absolu permettant d'affirmer la nature des taches formées par le sperme, c'est-à-dire la présence des spermatozoïdes, caractère sans lequel l'expert ne devra conclure dans aucun cas. Pour arriver au but, il suffit de rendre à la tache l'eau qu'elle a perdue par la dessiccation, ce qui la fera gonfler, puis d'en enlever la matière par le grattage au moyen du scalpel et de la transporter sur une lame pour y être examinée avec une amplification de 500 diamètres environ. On suit un procédé analogue à celui que nous avons décrit pour l'analyse des taches de sang lorsque les hématies ont pénétré le linge ; on découpe dans le tissu, que l'on évitera de froisser, une bande de 1 centim. de large environ passant par la tache et la dépassant de quelques millimètres ; on suspend cette bande dans un tube à insecte renfermant quelques gouttes d'eau légèrement alcaline de façon que la tache s'imbibe du liquide par capillarité (fig. 15, XXXIII). Selon l'ancienneté de la tache et la nature de l'étoffe, le gonflement réclame depuis une demi-heure jusqu'à deux heures, rarement davantage. On doit porter toute son attention sur les spermatozoïdes et sur les cristaux de phosphate de magnésie que l'on ne rencontre jamais que dans le sperme. Les spermatozoïdes seront intacts ou brisés ; ils deviennent difficiles à reconnaître lorsque la rupture s'est opérée au point de jonction de la tête et de la queue. Le réactif iodé-ioduré facilitera leur recherche. On trouvera toujours dans la préparation en plus des éléments du sperme (fig. 14, XXXIV) des filaments provenant du tissu et souvent dans le linge, des cristaux dont la présence s'explique par un rinçage imparfait. Si la tache s'est desséchée à l'air, elle pourra renfermer les corps les plus divers qu'elle aura reçus de l'atmosphère.

APPLICATIONS DU MICROSCOPE

PUS.

Mathias Duval et Lereboullet définissent le pus dans leur *Manuel du microscope :* tout liquide pathologique contenant un grand nombre de globules blancs. Ils prennent pour type le *pus de bonne nature ou louable* qui s'écoule d'une plaie en suppuration ou de la surface d'une amputation. Ce pus est caractérisé par une consistance crémeuse, une couleur jaune verdâtre, une odeur fade, une saveur douceâtre, plus rarement un peu saline, un toucher onctueux, homogène sans viscosité.

Le pus est formé d'un liquide non perceptible au microscope, contenant en suspension des corps figurés fort divers, parmi lesquels les leucocytes sont seuls constants. Le liquide est incoagulable ; il ne renferme ni fibrine, ni mucine, ce qui le distingue du plasma et du mucus ; il est très pauvre en sels.

Les leucocytes pris sur une plaie au moment où le pus vient de se former ressemblent absolument à ceux du sang ; ils en présentent toutes les propriétés et notamment celle de laisser apparaître des amas nucléiformes dans leur intérieur sous l'influence de l'acide acétique (fig. 24, XXXIII). Mais les leucocytes s'altèrent rapidement après leur dépôt : après 24 heures, ils n'ont plus leur faciès uniformément granuleux et laissent voir les amas nucléiformes que les globules frais ne montrent que sous l'influence de l'acide acétique ou celle de l'eau. Les leucocytes du pus qui a séjourné dans les abcès ou les cavités de l'économie sont toujours plus ou moins profondément altérés ; avec le temps ils subissent la *dégénérescence graisseuse*, c'est-à-dire que des globules réfringents de graisse apparaissent dans leur intérieur. Lorsque le pus ne se fait pas jour au dehors, on observe souvent la résorption de la partie liquide, ce qui amène le rapprochement des leucocytes et leur groupement en massifs dans lesquels ils se présentent avec une forme polyédrique due à leur pression réciproque. A une époque plus

reculée, les globules se détruisent totalement en subissant la *dégénérescence calcaire*, c'est-à-dire en laissant à leur place une masse composée de débris de cellules, de calcaire, de granules graisseux et souvent aussi de la cholestérine. On devra donc examiner le liquide aussitôt après sa mise en liberté si l'on veut tirer de l'aspect des globules quelques conclusions relatives à l'époque de la formation du dépôt purulent.

Parmi les éléments les plus constants du pus il faut signaler de petites granulations grisâtres animées du mouvement brownien et des granulations graisseuses qui peuvent se rassembler et cristalliser par le refroidissement (*cg*, fig. 17, XXXIV) : la margarine prend la forme de longues aiguilles réunies en pinceaux, la stéarine celle de petites masses sphériques échinulées. La cholestérine (*cho*, même figure), cristallisée en petites lamelles incolores, rhombiques, accompagne souvent les matières grasses.

Le sang est le plus commun des éléments accidentels du pus ; il provient des capillaires rompus par la congestion ou bien ouverts à la suite de la résorption de leur paroi. Les hématies se conservent assez longtemps intacts dans le pus en y formant des traînées rouges ; mais, avec le temps, l'hémoglobine se transforme en hématine et le pus sanguin prend une coloration chocolat ; plus tard, des transformations plus profondes font apparaître les cristaux d'hématoïdine dans la masse. Les autres éléments que l'on rencontre dans le pus sont très variables et dépendent du siège de la maladie : ce sont surtout des cellules épithéliales, des débris de tissu conjonctif (fibres lamineuses et élastiques), des fibres musculaires, du tissu adipeux, etc. Je n'ai pas à donner ici les caractères de ces éléments, ayant écrit spécialement le chapitre précédent dans le but d'apprendre à l'élève à les reconnaître partout où ils les rencontrera dans la pratique.

Le pus constitue un bon terrain pour les microbes, aussi ceux-ci y sont-ils toujours fort abondants, surtout une petite bactérie fort mobile (fig. 25, XXXIII, *b*) qui est sans doute le *Bacterium termo* (fig. 240). A côté de ces êtres dont les germes ont été apportés par l'air, il y en existe parfois d'autres, beaucoup plus intéressants parce qu'ils sont la cause de la maladie. Je ne puis entrer dans des détails à ce sujet, ils m'entraîneraient plus loin je ne le désire ; on les trouvera dans les Bactéries de Cornil et Babès. On que pourra, si l'on tient à en observer un exemple, le chercher dans le pus de la blennorrhagie coloré par le violet de méthyle ou la fuchsine, qui montrera les MICROCOQUES DE LA GONORRHÉE en partie libres dans le liquide, en partie emprisonnés dans les cellules desquamées de l'urèthre et dans les leucocytes. Ces microcoques sont arrondis lorsqu'ils sont libres ; leur diamètre varie entre 3 et 6 μ. Ils s'agglomèrent souvent par 2-4, en petites masses, en s'aplatissant sur leurs faces de contact.

Ce sont encore des microbes parasites qui communiquent au pus la colo-

ration bleue qu'il prend parfois. Il est certain que plusieurs schizophytes chromogènes ont été rencontrés dans ces pus colorés ; les principaux sont le *Bacterium æruginosum* et le *Micrococcus pyocyaneus* (le microbe du pus bleu de Gessard). Ce dernier, le mieux étudié, sécrète et met en liberté une matière bleue : la *pyocyanine*, alcaloïde cadavérique qui vire au rouge par les acides, et reprend ensuite sa coloration primitive par l'action des alcalis. La pyocyanine se décompose assez vite en produisant une matière jaune, la *pyoxanthose*, qui devient rouge-tournesol par les acides, violette par les alcalis. Les deux matières colorantes peuvent cristalliser ; leur mélange en proportions diverses explique les variations de teinte, du bleu au vert, que l'on observe sur les linges à pansement. Le développement de ces schizophytes est regardé par certains médecins comme un présage de prompte guérison.

Après le pus normal que nous venons de décrire il faut au moins citer : 1° le *pus concret ou épais* qui doit sa consistance à l'état demi-solide du sérum du pus ; il se forme dans l'œil ; 2° le *pus séreux*, *sanieux*, *mal lié*, dans lequel la sérosité prédomine ; c'est lui que l'on rencontre dans les abcès froids ; 3° les *sérosités purulentes* qui se forment dans l'inflammation des séreuses se distinguent du pus par la présence dans leur sérum d'une albumine spontanément coagulable et jouissant des propriétés de la fibrine ; 4° le *pus glaireux*, *muco-pus*, *mucus puriforme*, résulte de l'inflammation des muqueuses qui cause l'hypergenèse des globules blancs que renferme toujours le mucus, mais en petite quantité. Il est caractérisé par la présence de la mucine (M. Duval et Lereboullet.)

MUCUS.

Le mucus est une matière légèrement alcaline, contenant une quantité plus ou moins considérable d'une substance visqueuse, la *mucine ou mucosine*, qui lui communique une consistance d'autant plus grande qu'elle s'y trouve en quantité plus considérable ; c'est tantôt un liquide filant, tantôt une masse gélatineuse grisâtre, transparente (crachats), tantôt enfin, une masse concrète affectant la forme de membranes ou celle de filaments blanchâtres demi-transparents (mucus intestinal). Il est sécrété par l'épithélium qui revêt les muqueuses et aussi par celui qui tapisse la plupart des cryptes (*glandes muqueuses*) ayant leur orifice à la surface de ces membranes.

Le mucus est formé d'eau renfermant une petite quantité de sels, de mucine, des leucocytes peu nombreux, des granulations graisseuses, parfois cristallines, des débris de cellules épithéliales et des cellules épithéliales

entières dont les formes différentes feront reconnaître le lieu de provenance du mucus étudié (fig. 16, pl. XXXIV, mucus nasal). On y rencontre aussi presque toujours des Bactériacées apportées à la surface des organes soit par l'air, soit par les aliments, soit enfin, le fait est fréquent pour la muqueuse des voies urinaires, par le contact d'instruments malpropres. Pendant la période menstruelle, le mucus vaginal présente une très grande quantité de globules sanguins.

La matière caractéristique du mucus est la mucine. Cette matière se comporte avec l'eau comme les mucilages ; elle absorbe le liquide en se gonflant à tel point que, l'eau ne lui faisant point défaut, il lui devient possible de traverser les filtres. Elle est coagulée et précipitée par les acides organiques et les acides minéraux moyennement étendus, mais les acides minéraux très étendus ou concentrés la dissolvent lorsqu'elle est coagulée. Elle se présente sous le microscope avec une apparence striée rappelant celle de la fibrine, mais l'action de l'acide acétique qui accentue la striation de la mucine tandis qu'elle fait tout au contraire disparaître celle de la fibrine, permet de distinguer facilement ces deux matières ; la chose est importante pour les recherches cliniques. Le mucus et la mucine pourront être étudiés sur le blanc d'œuf frais, qui n'est en somme qu'un mucus produit par la sécrétion des glandes, en grappe simple, de l'oviducte des oiseaux.

Les leucocytes deviennent plus nombreux dans le produit des muqueuses enflammées; le mucus passe ainsi peu à peu à l'état de muco-pus. Dans des cas plus graves, des globules rouges peuvent y apparaître. Dans certaines affections on y trouve les Bactériacées qui causent la maladie (crachats des phthisiques, p. 378, grains riziformes du choléra), ou des parasites plus volumineux appartenant aux Sporozoaires (*Amœba coli*), aux Infusoires (*Cercomonas intestinalis*, *Trichomonas vaginalis*, *Asthmatos ciliaris*, *Paramœcium coli*), aux vers (*Leptodera stercoralis*, *Trichocephalus dispar*, *Oxyuris vermicularis*, etc., etc.).

FÈCES.

Quelques-uns des parasites que nous venons de citer accompagnent, leur nom l'indique, le mucus intestinal mêlé aux fèces, aussi n'est-il pas étonnant de voir le médecin envoyer ces matières au micrographe lorsqu'il pense trouver dans leur observation des faits qui confirmeront son diagnostic. Nous ne pouvons donc nous dispenser de dire quelques mots de l'examen des produits rejetés par le tube digestif.

Les éléments que l'on rencontre dans les excréments sont très nombreux : ils sont composés des produits de la muqueuse de l'intestin et des matières

qui résistent aux sucs digestifs (cellulose, kératine, etc.), auxquels viennent se joindre les fragments d'aliments qui ont échappé à l'action de ces sucs; le tout est coloré par de la bile. On s'en assurera en dissociant, sans effort et dans un mortier, une partie de la matière à laquelle on ajoutera une quantité suffisante d'eau afin de lui donner la consistance sirupeuse et permettre d'en porter des gouttes sous le microscope. Cette dernière opération se fera avec une pipette à large ouverture. Comme l'on doit s'y attendre après ce que nous avons dit, on trouvera dans la préparation : du mucus, des cellules épithéliales dissociées, des leucocytes, des poils, des fibres élastiques, de la graisse en gouttelettes ou cristallisée, des cellules adipeuses, des fibres musculaires striées colorées par de la bile, du tissu conjonctif, les parties cellulosiques, lignifiées et subéreuses des végétaux (vaisseaux, fibres, éléments scléreux, épidermes cuticularisés, etc.), de la chlorophylle, le squelette d'amylose des grains d'amidon, etc., etc. On y rencontrera toujours aussi des Bactériacées, parmi lesquelles certaines, comme le *Bacillus amylobacter*, semblent utiles à l'homme, d'autres, telles que le *Sarcina ventriculi*, paraissent indifférentes, d'autres enfin, le *Bacterium termo*, par exemple, sont les agents de la putréfaction du contenu de l'intestin et les producteurs des gaz que renferme cet organe.

Les FÈCES PATHOLOGIQUES peuvent présenter du pus, des globules rouges généralement crénelés, de la fibrine, des filaments ou des membranes blanchâtres de mucus, enfin des parasites appartenant les uns aux Bactériacées (microbe en virgule du choléra, etc.), les autres aux infusoires, les plus volumineux au groupe des vers. Ces parasites sont tous décrits dans les livres de zoologie médicale, aussi croyons-nous n'avoir pas besoin de nous étendre beaucoup sur eux, d'autant plus que la recherche de la plupart des vers ne réclame point l'emploi du microscope. La prudence exige du reste que l'examen microscopique soit précédé dans tous les cas par une observation à la loupe de la matière étalée en couche mince; cette opération permettra d'isoler avec les pinces les parties qui semblent intéressantes et cette façon de procéder peut abréger de beaucoup le temps des recherches.

Parmi les Nématoïdes que l'on rencontre dans nos régions, le *Trichocephalus dispar* (fig. 268), et l'ASCARIDES LOMBRICOIDES se reconnaissent à l'œil nu; l'OXYURE VERMICULAIRE, dont la femelle ne mesure qu'un centim. de longueur et le mâle 4 à 5 mm. seulement, réclame pour sa détermination l'emploi du microscope : il est caractérisé par les ailes membraneuses, plissées transversalement qui bordent sa tête (fig. 269).

Les trois cestoïdes les plus répandus : le TÆNIA INERME, le TÆNIA ARMÉ et le BOTHRIOCÉPHALE LARGE, se reconnaîtront facilement lorsqu'on les possédera entiers à l'inspection de la tête, montée dans l'eau et observée avec une

amplification de 30 diamètres (fig. 18, 22, 25, XXXVI). On obtient ces animaux dans cet état à la suite d'une médication spécifique ou d'autopsie; mais lorsqu'ils sont expulsés de l'intestin, ils n'intéressent plus qu'indirec-

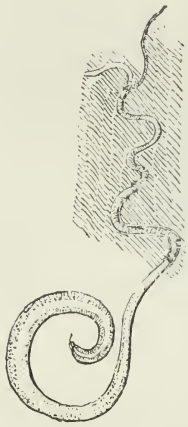


Fig. 268. — *Trichocephalus dispar* mâle, la tête engagée dans la paroi intestinale (d'après Leuckart).

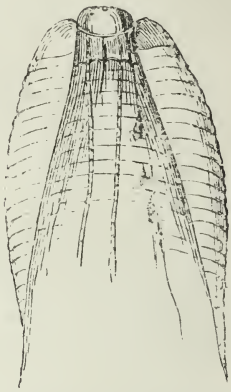


Fig. 269. — Extrémité céphalique de l'*Oxyuris vermicularis* (d'après Cobbold.)

tement le médecin : *sublatâ causâ, tollitur effectus.* Pour cette raison et aussi parce que l'histoire de ces espèces est faite avec force détails dans tous les livres classiques, nous passerons outre pour revenir à l'application du microscope au diagnostic. Dans le cas présent, cet instrument peut rendre des services certains en déterminant la nature du parasite de l'intestin, ce qui permet au médecin d'appliquer les spécifiques. On peut trouver en effet dans les fèces des vers entiers, ou des fragments d'individus, ou bien encore des œufs, qui, dans tous les cas, sont assez bien caractérisés pour ne laisser aucun doute sur leur nature ou leur provenance.

Les cestoïdes sont expulsés normalement par fragments : ceux qui proviennent du tænia armé sont les plus courts, réduits bien souvent à un seul anneau; les lambeaux du tænia inerme sont plus longs et comprennent plusieurs segments; le bothriocéphale large se brise de façon à former de véritables rubans composés d'un nombre assez élevé de proglottis. Ces fragments sont apportés le plus souvent à l'expert après avoir été séparés des excréments et, trop fréquemment, dans un état défavorable à l'étude : plongés dans l'alcool à 90° qui les rend opaques, ou, ce qui est pis encore, simplement enveloppés dans du papier et, dans ce cas, ils arrivent ordinairement desséchés, ce qui nécessite un temps d'immersion dans l'eau très long pour leur rendre la consistance molle sans qu'on parvienne jamais à un résultat bien satisfaisant. L'eau est préférable de beaucoup à tout autre liquide pour maintenir la matière en bon état; si la durée du

transport était trop longue, il faudrait lui substituer un mélange à parties égales d'eau, de glycérine et d'alcool. Les fragments seront placés directement sous la lame portant de la glycérine acétique, ou mieux après avoir été totalement imprégnés d'une solution concentrée de bicarbonate de potasse, ce qui remplira de gaz carbonique toutes les cavités du corps et les rendra plus visibles.

Les cucurbitains des deux tænias se ressemblent beaucoup au premier abord (fig. 20 et 23, XXXVI); tous deux montrent un pore génital *pg* placé sur la marge, deux canaux aquifères longitudinaux disposés en regard de chaque côté de l'individu (les canaux transversaux sont plus difficiles à voir), un utérus dendritique et un vagin filiforme prenant naissance dans le pore génital. Cependant, les cucurbitains du tænia armé (fig. 20, XXXVI) sont moins larges que ceux du tænia inerme (fig. 23); ils ne mesurent au plus que 12 mm., tandis que les seconds peuvent atteindre 17 mm. L'utérus du tænia armé ne présente qu'une douzaine de diverticulums, celui du tænia inerme en possède une trentaine au moins. Les œufs des deux espèces n'entrent en liberté que par destruction du cucurbitain, aussi ne les rencontre-t-on qu'accidentellement dans les fèces à la suite de la rupture de ces organismes, rupture qui est du reste fort rare; on les observera néanmoins facilement en dilacérant sur le porte-objet des proglottis mûrs. On éprouve une certaine difficulté à distinguer les œufs des deux espèces : ceux du tænia armé sont arrondis (fig. 21, XXXVI) et mesurent 33 μ ; ceux du tænia inerme sont légèrement elliptiques (fig. 26), leur grand diamètre atteint 33 μ, et le petit 28 μ seulement. Les uns et les autres sont bruns réticulés extérieurement, protégés par une coque épaisse, striée perpendiculairement à la surface comme si elle était formée de bâtonnets accolés ; ils contiennent un embryon granuleux qui apparaît nettement après traitement par la potasse ainsi que ses six crochets, divisés en trois groupes inclinés les uns sur les autres.

Les rubans formés par le bothriocéphale sont bien souvent rougeâtres ; cette coloration n'étant pas constante, il faudra dans tous les cas en porter quelques anneaux sous le microscope et rechercher les orifices des organes sexuels qui se trouvent ici sur la ligne médiane et sur la même face du ruban (fig. 26, XXXVI). Les anneaux beaucoup plus larges que hauts, présentent supérieurement, vers leur point de jonction avec les segments qui les précèdent, un mamelon percé de deux orifices superposés : le supérieur *m*, correspond au pénis rétracté à l'intérieur; l'inférieur *v*, est l'orifice du vagin. Plus bas, au centre de l'anneau, se trouve un troisième orifice, celui de l'utérus, par lequel se fait la ponte des œufs. Ceux-ci se rencontreront donc dans les fèces, mais on peut se les procurer plus rapidement en dilacérant un anneau : ce sont de petits corps elliptiques (fig. 27,

XXXVI), mesurant 68 μ sur 44; ils ont une coque peu épaisse, amincie circulairement vers l'une des extrémités pour former là un opercule *op*, qui tombera pour permettre la mise en liberté de l'embryon. L'action de l'acide sulfurique concentré facilite l'observation de cet opercule.

Les œufs du bothriocéphale pourraient se confondre avec ceux des distomes hépatiques et lancéolés qui sont également elliptiques et operculés (fig. 36, 37, XXXVI). On distinguera ceux de ces derniers par leur taille et leur coloration. Les œufs du distome hépatique sont jaunâtres et mesurent 130 μ sur 90, ceux de la douve lancéolée sont brun noirâtre et ont 40 μ sur 20. Les douves n'ont du reste été signalées que quelquefois dans le foie et l'intestin de l'homme ; elles se rencontrent, tout au contraire, fréquemment chez les Ruminants et surtout chez le mouton dans les fèces duquel on pourra rechercher les œufs avec des chances de succès. Nous reviendrons sur les douves à propos de l'analyse des viandes.

Les œufs du *Trichocephalus dispar* ressemblent à de petits citrons (fig. 38, XXXVI); ils mesurent 53 μ sur 24. Ceux de l'*Ascaris lumbricoides*, L. (fig. 39, même planche) sont ovoïdes et ont 75 μ sur 58 ; on les reconnaît à une enveloppe albumineuse irrégulière qui les entoure en les rendant mûriformes; au contact du contenu intestinal cette enveloppe prend une coloration jaune brunâtre. Les uns et les autres se rencontrent dans les fèces.

KYSTES HYDATIQUES.

Lorsque les cucurbitains minuscules ou les œufs du *Tænia echinococcus*, qui habite le chien et le loup, pénètrent dans le tube digestif de l'homme (ce qui se fait ordinairement par l'intermédiaire des boissons), le corps des cucurbitains et la coque des œufs sont détruits et les embryons hexacanthes mis en liberté traversent la paroi du tube et, soit qu'ils s'engagent dans les vaisseaux sanguins comme certains le prétendent, soit qu'ils cheminent dans le tissu conjonctif, comme d'autres le disent, ils s'introduisent dans la profondeur des organes, n'en respectant aucun, pas même l'œil et les os, mais en affectionnant plus particulièrement le poumon et le foie. Ils perdent là leurs crochets et, déterminant une excitation dans le tissu conjonctif voisin, ils causent la formation d'une membrane fibreuse qui les enveloppe et devient la *paroi du kyste*. L'embryon immobilisé s'accroît peu à peu en se creusant d'une cavité centrale qui se remplit d'un liquide limpide, riche en chlorure de sodium, incoagulable par la chaleur et les acides : il se transforme en une *vésicule hydatique*. Cette vésicule, qui n'atteint pas à l'origine le volume d'un grain de millet, peut devenir avec le temps aussi grosse qu'une noix ou qu'une orange; on en a vu ayant les dimensions de

la tête d'un fœtus à terme ; elles causent alors des désordres tellement accentués que la présence de kystes hydatiques chez un individu est toujours une chose grave qui peut entraîner la mort.

Les vésicules hydatiques sont d'abord arrondies ou elliptiques, mais elles modifient souvent leur forme sous la pression des organismes voisins. Leur paroi est plus ou moins épaisse, très résistante, élastique, de telle façon que le moindre ébranlement qu'on lui imprime se communique à toute la masse en occasionnant un frémissement prolongé et particulier, le *frémissement hydatique*, caractéristique de ces tumeurs. Les vésicules arrivées à leur parfait développement, c'est-à-dire quand elles sont fertiles, possèdent une paroi double. L'externe, la plus épaisse (fig. 28 et 29, XXXVI), vue en premier lieu de face, puis en coupe ou tout simplement de côté, montre très nettement qu'elle est formée par un nombre variable de lames hyalines, stratifiées, ayant 2 à 3 μ d'épaisseur seulement, sans trace de structure ; elle constitue un tissu particulier qui a reçu le nom de *tissu hydatique*. La seconde

Fig. 270. — Hydatide de tænia échinocoque.

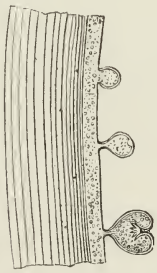


Fig. 271. — Fragment de la paroi d'un hydatide montrant la membrane germinale.

Fig. 272. — Échinocoques libres dont la tête est envaginée.

membrane tapisse intérieurement la vésicule (fig. 271) ; elle est granuleuse et formée par du tissu conjonctif à mailles serrées : c'est la *membrane germinale*, productrice des échinocoques ; son absence entraîne la stérilité des vésicules.

Ces deux membranes sont susceptibles de bourgeonner. La membrane externe produit ainsi, soit sur sa face externe, soit sur sa face interne, des *vésicules filles*, elliptiques ou arrondies (fig. 30, XXXVI) qui se libèrent et flottent, lorsqu'elles sont de provenance *endogènes*, dans le liquide de la

vésicule mère (fig. 270). Les vésicules filles exogènes forment souvent dans leur intérieur des *vésicules petites-filles endogènes*. La membrane germinale produit des bourgeons creux à la surface desquels se développent 25 à 30 échinocoques (*cc*, fig. 28, XXXVI) qui se présentent d'abord comme de petites sphères réunies à la membrane germinale par un pédicule grêle ; mais celui-ci, en se rompant, met en liberté les échinocoques dans l'intérieur de la vésicule. Ces échinocoques étalés ne mesurent pas plus de $0^{m},002$; ils ont l'apparence d'un 8 étant constitués par une vésicule caudale sphérique, renfermant des granulations calcaires, rattachée à une tête également sphérique, armée de quatre ventouses et d'une double couronne de crochets minuscules, ramassés (fig. 31, XXXVI), n'ayant que 20 μ de longueur. Ces crochets sont caractéristiques de l'espèce ; on en compte environ quarante-quatre disposés sur deux rangs. Ordinairement, la tête est invaginée dans la vésicule caudale, ce qui rend l'échinocoque ovoïde ou sphérique (fig. 272).

La membrane germinative et les échinocoques n'ont qu'une durée limitée ; ils se détruisent, laissant pour témoins de leur existence à un moment donné leurs crochets, les granulations calcaires des vésicules, de la cholestérine, des globules graisseux et, plus rarement, des cristaux d'oxalate de chaux, d'acide urique et d'hémoglobine. Le contenu de la vésicule devient puriforme à la suite, mais on le distinguera du pus par l'absence de leucocytes. Par la ponction, le contenu des kystes est entraîné au dehors ; la présence de crochets dans son intérieur lève tous les doutes sur l'origine de la tumeur. Pour rechercher ces crochets, on recueillera le liquide dans un verre conique, on laissera déposer les substances qu'il tient en suspension et, les ayant rassemblées, par décantation de la partie claire, dans quelques grammes de liquide, on les transportera par gouttes sous le microscope en opérant avec une pipette.

Lorsque le kyste se trouve dans un organe communiquant avec l'extérieur, il peut, à la suite de rupture, se vider et le malade éliminer les matières soit par l'anus, soit par la bouche. Ces matières pourront présenter des lambeaux de la vésicule et le contenu de celle-ci, des vésicules filles déchirées et vidées et même des vésicules filles indemnes. La présence de ces dernières est suffisamment caractéristique pour que le microscope devienne inutile ; on pourra les utiliser pour l'étude : on observera successivement le contenu et la paroi sur ses deux faces et en coupe. Les parties liquides seront examinées comme nous l'avons dit plus haut. En disposant sous le microscope des lambeaux des membranes l'on trouvera sans difficulté sur leurs bords les feuillets caractéristiques du tissu hydatique si elles proviennent bien d'une vésicule.

SÉDIMENTS URINAIRES (pl. XXXVIII).

La première chose à faire quand l'on désire tirer des conclusions utiles de l'examen des éléments figurés d'une urine, est de recommander au garde-malade : 1° de recueillir le liquide dans un vase aussi propre que possible, frotté avec la brosse et rincé à grande eau, afin d'en éliminer les poussières atmosphériques et surtout les dépôts, quelquefois accumulés, abandonnés par les urines émises précédemment ; 2° de remettre à l'expert la totalité de la matière renfermée dans une bouteille dont la propreté ne laisse également rien à désirer. Le médecin, qui peut seul faire ces recommandations, les néglige trop souvent ; aussi, le public, qui trouve que tout est bon pour renfermer une matière qu'il ne manipule qu'avec la plus grande répugnance, se sert-il ordinairement de récipients quelconques qu'il ne prend point la peine de nettoyer : les bouteilles à vin avec leurs dépôts complexes, les fioles de pharmacie avec des résidus de potion ou de looch, les flacons souillés par de l'huile, du pétrole, de la benzine, sont quatre-vingt-dix fois sur cent les vases qui servent au transport. J'ai été si souvent consulté par des personnes embarrassées par quelques-unes de ces matières dont les traités classiques ne font point mention, que je vois un fait coupable dans cette négligence qui peut entraîner les conclusions les plus erronées. L'expert a déjà assez à faire avec les supercheries de ces malades fantaisistes ou mal équilibrés qui ajoutent à leur urine les corps les plus divers dans des intentions différentes sur lesquelles je n'ai pas à m'étendre ; sans compter la position délicate dans laquelle il se trouve lorsqu'il rencontre dans les sédiments de l'urine d'une jeune fille ou dans ceux d'une personne en religion des animalcules qui ne devraient pas s'y rencontrer. La chose m'est arrivée plusieurs fois et je dois ajouter, pour tout dire, qu'après des enquêtes qui ne laissaient pas d'être assez délicates, je me suis assuré que chaque fois il y avait eu malentendu et que le liquide tirait son origine d'une source toute différente de celle que je lui supposais primitivement.

L'urine sera vidée, aussitôt après sa réception, dans un verre conique que l'on recouvrira d'une lame de verre ou d'un papier pour empêcher son évaporation et l'abriter des poussières, et elle sera abandonnée au repos jusqu'à ce que toutes les particules en suspension soient rassemblées au fond du vase. On décantera la partie claire, et, ayant mêlé le dépôt aux quelques grammes du liquide restant, on en portera des gouttes sous le microscope pour les observer successivement avec des amplifications de 60 et de 250 diamètres.

L'URINE NORMALE récemment émise est légèrement acide et limpide ; elle

laisse cependant déposer après quelque temps de légers flocons blanchâtres formés par du mucus, c'est-à-dire, de mucine, de cellules épithéliales et de leucocytes dont les dimensions sont ici exiguës.

Comme le font remarquer très justement MM. Mathias Duval et Lereboullet, et l'on ne tient pas assez compte de ces faits à mon avis, l'urine normale subit toujours, peu après son émission, des modifications qui y font apparaître des éléments nouveaux, mais en quantité assez faible pour que l'on puisse facilement distinguer ces dépôts de ceux qui sont dus à un état pathologique. Il faudra donc noter avec soin le temps qui se sera écoulé entre la miction et le moment de l'analyse et en rapprocher le chiffre du volume du sédiment, puisque, d'après ce que nous venons de dire, la présence de certaines matières en proportions minimes n'est pas suffisante pour faire conclure à la maladie. Ainsi, le *refroidissement* peut faire apparaître dans l'urine : de l'acide urique, des urates acides de soude et de potasse, de l'oxalate de chaux ; la *fermentation ammoniacale de l'urée* (page 376) rend l'urine alcaline, amène la production de cristaux de phosphate ammoniaco-magnésien, l'altération des leucocytes qui se gonflent et deviennent granuleux, la formation d'urate d'ammoniaque et, parfois, la précipitation de carbonate et de phosphate de chaux. La consommation d'*aliments* susceptibles de donner naissance à de l'acide benzoïque dans l'économie causera la formation d'acide hippurique et d'hippurates et, dans quelques cas, le premier pourra se déposer à l'état cristallin ; toutes les matières riches en sel d'oseille causent une augmentation notable de l'oxalate de chaux. Ce dernier corps devient encore abondant à la suite d'*écarts de régime*, de *sudations* ou de *manque d'exercice ;* l'urine épaisse laisse aussi déposer facilement dans ces cas des cristaux d'azotate d'urée après addition d'acide azotique.

Cette cristallisation s'obtient sous le microscope par le *procédé du fil :* une goutte du liquide (*u*, fig. 24) est placée sur une lame, on y plonge une des extrémités d'un fil de coton ayant 2 ou 3 centimètres de longueur, on place la lamelle de façon que le fil *c* fasse saillie en dehors d'un centimètre environ, enfin, on dépose une goutte d'acide *a*, sur l'extrémité libre du fil. L'acide arrive peu à peu par capillarité au contact de l'urine et l'azotate d'urée se précipite en cristaux qui se déposent d'abord à la surface du fil, puis tout autour en rayonnant. L'opération peut se faire avec toutes les urines fraîches amenées par concentration à l'état sirupeux ; dans les laboratoires où l'on désire initier simplement les élèves au procédé du fil, on se contente d'une solution d'urée au dixième. Les cristaux d'azotate d'urée ainsi obtenus ont des formes variables : on peut rencontrer dans la masse de petits prismes, des octaèdres rhombiques obtus, mais les formes tabulaires sont beaucoup plus fréquentes : ce sont des tables rhombiques

et hexagonales dont les angles aigus ont 82°, et, surtout (fig. 25), des tables présentant huit faces dont quatre grandes et quatre petites.

Les matières que l'on peut rencontrer dans les sédiments d'URINES PATHOLOGIQUES sont très nombreuses. En se plaçant au point de vue de leur reconnaissance au microscope, on peut les diviser en trois groupes.

1° Les sédiments organisés : *cellules épithéliales de l'urèthre, de la vessie, du vagin, du bassinet, des canaux urinifères ; mucus; pus; sang ; fibrine; cylindres hyalins et granuleux du rein ; corps amyloïdes de la prostate; sperme ; kyestéine ; granulations graisseuses ; champignons : Saccharomyces et Mycéliums d'espèces indéterminées ; Bactériacées : Streptococcus ureæ, sarcine, Leptothrix, bactériums et vibrions pour la plupart indéterminés ; infusoires : Bodo urinarius ; entozoaires : Distoma hæmatobium, Tetrastoma renalis, échinocoques, Strongylus gigas, Diplosoma crenata, Filaria sanguinis hominis, Spiroptera hominis, Dactylius aculeatus ; des corps étrangers à l'urine : poils du pubis, filaments de textiles, lycopode et amidon, débris de végétaux ou d'animaux apportés par l'air, substances introduites pour tromper l'expert.*

2° Les sédiments cristallisés : *acide urique, oxalate de chaux, phosphate ammoniaco-magnésien, phosphate acide de chaux, cystine, tyrosine, acide hippurique, indigotine, cholestérine provenant du pus* (fig. 23).

3° Les sédiments amorphes : *urates de soude, d'ammoniaque, de potasse, de chaux, phosphate tribasique de chaux, phosphate de magnésie, carbonate de chaux, indigotine.*

On ne rencontre jamais toutes ces matières à la fois dans l'urine ; les cas les plus complexes n'en présentent jamais que six ou huit au plus. Il est intéressant de rappeler avec M. Méhu que l'état acide ou alcalin de l'urine entraîne l'exclusion du dépôt de certaines substances : l'urate d'ammoniaque, le phosphate ammoniaco-magnésien, le phosphate neutre et le carbonate de chaux ne peuvent se trouver que dans des *urines alcalines ;* l'acide urique, les urates acides de potasse et de soude, le phospate bibasique de chaux, la cystine, la leucine, la tyrosine, l'acide hippurique s'observent dans l'*urine acide*. L'oxalate de chaux se recontre dans les deux variétés.

Nous décrirons maintenant celles des matières que nous venons de citer dont la constitution ne nous est pas connue.

SÉDIMENTS ORGANISÉS. *Cellules épithéliales.* — Les *canaux urinifères* du rein ne présentent sur tout leur parcours qu'une assise unique de cellules épithéliales, mais la forme de celles-ci se modifie plusieurs fois sur le trajet des tubes : dans leur partie contournée qui fait suite au glomérule de Malpighi (*Tubes de Ferrein*), les cellules sont pavimenteuses, égales en tous sens, granulées ; dans la partie descendante des *anses de Henle*, l'épithélium est très mince, presque plat ; dans la portion ascendante de ces mêmes anses, l'éphi-

thélium redevient pavimenteux; enfin, il est prismatique dans les *tubes collecteurs de Bellini* qui s'ouvrent dans le bassinet. Dans la néphrite albumineuse et la scarlatine, des fragments de ces épithéliums se détachent et en tombant dans l'urine y simulent des cylindres granuleux : on distinguera ces fragments des cylindres parce qu'ils ne sont point tubulaires et qu'ils sont formés de cellules granuleuses contenant des gouttes brillantes d'une huile jaune. On peut aussi faire apparaître les noyaux de ces cellules par l'acide acétique.

Le *bassinet*, l'*uretère* et la *vessie* sont tapissés par un épithélium stratifié appartenant à la variété mixte, c'est-à-dire qu'il est formé profondément par des cellules allongées en forme de raquette, extérieurement par des cellules pavimenteuses qui s'arrondissent souvent en tombant dans l'urine fig. 6). Dans la vessie seulement, on rencontre au-dessus de ces dernières une couche de cellules lamelleuses, polyédriques (fig. 2), qui se distinguent de celles du vagin par leurs dimensions moins considérables et leur noyau très volumineux. L'*urèthre* est recouvert par un épithélium prismatique, sauf dans sa partie terminale, sur une étendue de 1 centim. avant le méat, où l'on trouve un épithélium pavimenteux stratifié à cellules superficielles lamelleuses. C'est un épithélium semblable qui revêt le *vagin* (fig. 3). Les cellules lamelleuses de ce dernier organe sont nombreuses dans l'urine de la femme à l'époque des menstrues et dans celle des personnes atteintes de leucorrhée et de blennorrhagie.

Je renvoie à ce que j'ai dit plus haut pour ce qui concerne le *mucus* (fig. 11), le *pus*, le *sang* (fig. 1), la *fibrine*, le *sperme* (fig. 7). Ebstein a rencontré de l'*hématoïdine* dans un sédiment s'étant déposé quelque temps après une hématurie.

Les *cylindres hyalins*, fréquents dans la néphrite albumineuse, sont constitués par une matière hyaline, se rapprochant plus de la fibrine que de la mucine, sécrétée par les tubes rénaux. Elle se moule sur la surface de ceux-ci, formant des cylindres qui se détachent et sont entraînés par l'urine (fig. 5). Leur transparence les rend difficiles à retrouver, surtout lorsqu'ils sont emprisonnés sous une lamelle; comme ils sont volumineux, on pourra les rechercher avec un faible grossissement dans une préparation non recouverte d'un verre mince. On les rendra encore plus visibles en les traitant par le réactif iodé-ioduré. La potasse les fait disparaître en laissant à leur place une masse finement granuleuse. Ils présentent quelquefois des granulations graisseuses. A la suite d'hématuries rénales, on les voit entraîner des hématies, des leucocytes et, aussi, des cellules épithéliales.

Les *cylindres granuleux* (fig. 4) peuvent être considérés, dit Méhu, comme un mélange d'exsudat fibrineux et de granulations graisseuses. Ils ne sont pas toujours cylindriques, présentent des étranglements et des dilatations:

leurs extrémités sont plus souvent irrégulières et déchirées qu'arrondies; celles-ci sont parfois étirées, ce qui rend les cylindres fusiformes. Ils peuvent entraîner les mêmes éléments que les cylindres hyalins.

J'ai rencontré très fréquemment dans les urines des *corps amyloïdes de la prostate* (fig. 27). Aucun auteur ne les signale dans ce liquide, je ne sais pourquoi : ce sont des amas irrégulièrement sphériques de matières albuminoïdes simulant assez bien les grains d'amidon dont elles présentent les stries concentriques. Le réactif iodé-ioduré qui les teint en brun-rouge permettra de les distinguer des grains d'amidon.

On donne le nom de *kyestéine* à un voile mince et blanchâtre qui apparaît avec le temps à la surface de certaines urines et plus souvent sur celle des femmes enceintes. Il présente au microscope des vibrions, une matière granuleuse, mucilagineuse, des globules gras, enfin une myriade de cristaux de phosphate ammoniaco-magnésien. On a beaucoup discuté sur sa nature; c'est peut-être, tout simplement, un mycoderme retenant des cristaux de phosphate ammoniaco-magnésien.

Les *Saccharomyces* (fig. 9 et 10) se développent dans les urines des diabétiques. Leur recherche est plus importante qu'on ne le croit, car ils persistent après la disparition du glucose et serviront comme témoin de la présence de cette matière à un moment précédent. En détruisant le sucre, ils faussent les résultats de l'analyse chimique. Lorsqu'ils se présentent avec la forme elliptique (fig. 9), il y a des chances pour qu'il reste encore du sucre dans la liqueur; la forme allongée (fig. 10) se rencontrera plus souvent quand l'aliment aura été totalement absorbé. Le chimiste devra stériliser par la chaleur les urines des diabétiques aussitôt après leur réception s'il ne veut s'exposer à donner des résultats fantaisistes.

Les germes des *filaments mycéliens* (fig. 12), des *Bacterium termo* et *lineola* (fig. 8), du *Streptococcus ureæ* (fig. 26 et p. 376), des vibrions sont apportés par l'air; leur présence ne signifie donc rien au point de vue du diagnostic, à moins qu'on ne soit certain de leur présence dans les organes génito-urinaires. On ne sait quel est le rôle de la sarcine (fig. 13) que l'on observe souvent dans les urines. Il faut au moins une amplification de 500 diamètres pour apercevoir les éléments, groupés en petits cubes, de ce végétal.

Les *entozoaires* sont, en vérité, très rares dans l'urine. La présence de l'*échinocoque* dans les organes urinaires est décelée par la rencontre dans l'urine des crochets caractéristiques de cette espèce; celle du *distome hæmatobie* par ses œufs ovales, prolongés en pointe d'un côté, d'une longueur totale de 0^{mm}, 16 sur 0^{mm}, 4 de largeur. C'est encore à la présence des œufs dans l'urine que l'on reconnaîtra que les reins sont habités par le *strongle géant :* les œufs de cette espèce sont ovoïdes, brunâtres et mesurent 70 μ sur 40; leur coque, plus forte aux extrémités, y est épaisse de 10 μ.

L'hématurie des pays chauds est causée par le *Filaria sanguinis hominis* dont les embryons, ainsi que les œufs, sont expulsés en grand nombre par les reins. Les autres vers que nous avons cités n'ont été rencontrés qu'une fois chez les malades; je puis donc renvoyer au Traité des entozoaires de Davaine pour leur étude.

Sédiments cristallisés. — L'acide urique, le phosphate ammoniaco-magnésien, l'oxalate de chaux sont les sédiments cristallisés fréquents dans l'urine; les autres matières que nous avons citées, y sont de véritables raretés.

L'*acide urique* (fig. 14, *a-j*) cristallise typiquement sous forme de prisme droit à base rectangle, *d;* mais il ne se présente que très rarement ainsi: les tables losangiques isolées (*a*) ou maclées (*b*) sont beaucoup plus fréquentes. En se précipitant, l'acide entraîne ordinairement une partie des matières colorantes de l'urine, aussi est-il généralement coloré : sa teinte varie du jaune-paille au brun rougeâtre foncé. La présence de ces matières entravant la cristallisation, les cristaux d'acide urique sont rarement parfaits (*c*) : leurs arêtes sont souvent mousses, leurs côtés irréguliers et inégaux, aussi les cristaux simples ou maclés prennent-ils des formes bizarres : celles de croix (*f*, *g*), de clous (*e*). Ailleurs, les cristaux s'effilent, tendent vers l'aiguille, restent isolés ou, ce qui arrive le plus souvent, se réunissent soit en gerbes, soit en palissades *i*, soit enfin en masses radiées *j*. L'acide urique est tout à fait amorphe dans la variété en glace *h;* il s'y présente en masses plus ou moins sphériques, incolores, rappelant des grêlons. Les grandes faces des cristaux sont parfois excavées et même perforées, ce qui donne à ces corps, vus de champ (*b*), l'apparence d'un sablier.

Les cristaux de *phosphate ammoniaco-magnésien* sont toujours incolores. Leurs formes les plus communes sont des combinaisons du prisme droit à base rhombe (fig. 20), et parmi ces formes celles qui sont comparables à des catafalques ou à des couvercles de cercueil sont les plus fréquentes. Le remplacement de la face supérieure par une arête produit des prismes, et le remplacement de cette arête par un angle solide engendre une pyramide à quatre faces *b*, qui rappelle, il faut y prendre garde, la forme de l'oxalate de chaux. On observe aussi des figures plus complexes. Dans les sédiments anciens, les cristaux sont souvent corrodés *c*. Précipité instantanément par mélange d'ammoniaque à de l'urine ordinaire, le phosphate ammoniaco-magnésien ne cristallise plus que confusément (*d*), en étoiles à six branches ou en arborisations.

L'*oxalate de chaux* est toujours sous forme de jolis *petits* octaèdres carrés (fig. 15), brillants, transparents, réfractant la lumière. Vus de haut avec une mise au point imparfaite, ces cristaux simulent de petites enveloppes de lettre tournées du côté du cachet.

La *cystine* (fig. 21) cristallise typiquement en prismes hexagonaux , mais elle se présente le plus souvent en lamelles hexagonales à côtés égaux; plus rarement, ces tables ont trois grands et trois petits côtés. On la rencontre aussi en prismes rectangulaires et en tables à 8 côtés. La cystine est caracrérisée par sa grande solubilité dans l'ammoniaque. La solution évaporée lentement reproduit les formes que nous avons décrites *c ;* concentrée rapidement, elle abandonne la cystine en masses irrégulières étoilées *a*, qui, avec le temps, se hérissent d'aiguilles cristallines *b*. La cystine en solution ammoniacale s'altère rapidement.

Le *phosphate bicalcique* (fig. 19) affecte des apparences variées. On le rencontre tantôt en petits prismes aiguillés, tantôt en lamelles plus ou moins losangiques, tantôt en coins; toutes ces formes peuvent s'observer sur des cristaux libres ou sur des cristaux groupés en rosettes. Il se rencontre chez les personnes soumises à une médication phosphatée ou qui réclament cette médication. Il accompagne aussi le sperme.

Les sédiments de *tyrosine* sont caractéristiques de l'atrophie aiguë du foie. Ils se montrent au microscope comme des aiguilles extrêmement fines, groupées en pinceaux ou en étoile.

L'acide *hippurique* revêt la forme de prismes rhombiques ou de cristaux aiguillés. Les cristaux aiguillés de l'*indigotine* se reconnaîtront à leur coloration bleues.

Sédiments amorphes. — L'*urate acide de sodium* et l'*urate acide de potassium* se déposent ensemble et ne se distinguent point l'un de l'autre au moyen du microscope. Ils se présentent tantôt en petites sphérules (fig. 18), tantôt en granulations extraordinairement déliées, simulant une sorte de nuage sous le microscope (fig. 17). Les sphérules sont souvent entourées par des bactéries qui sont données pour des aiguilles cristallines par beaucoup d'auteurs. La seconde forme est particulière aux *urines briquetées*, qui doivent leur nom à la coloration rouge-brique que leur communique le sédiment, considérable parfois, d'urate acide. Les fines granulations des urates acides peuvent, en se précipitant, adhérer fortement aux sédiments déjà existants, les envelopper et les dissimuler complètement. Il faudra alors distraire une partie des sédiments, la porter dans une capsule, l'additionner d'une notable proportion d'eau et maintenir le tout au bain-marie pendant un temps suffisant pour permettre la dissolution des urates et la précipitation des autres sédiments qui seront isolés par décantation.

L'*urate d'ammoniaque* se rencontre dans les urines putréfiées à la suite de la destruction de l'urée par le *Streptococcus ureæ*. Il se dispose sous forme de masses globuleuses foncées, armées de piquants ou de pointes (fig. 16) qui donnent un faux air de pomme-épineuse. Ces globules, en se rassemblant par deux, simulent quelquefois des haltères. Leur présence

en certaine quantité dans l'urine ne permet pas de tirer des conclusions sérieuses du dosage de l'urée, puisque leur formation résulte de l'altération de cette dernière.

Les *phosphates tricalcique* et *trimagnésien* se montrent sous le microscope sous forme de globules réfringents, à contours très sombres, ou de grumeaux très transparents, peu apparents, qui peuvent facilement passer inaperçus lorsque l'instrument n'est pas parfaitement disposé (Gorup-Besanez).

Le *carbonate* de *chaux* est rare dans les sédiments urinaires; il ne se rencontre que dans les urines putréfiées. Il est parfois expulsé, à l'état de sable ou de grains arrondis d'un très petit volume, avec les urines ammoniacales et chargées de pus, plus particulièrement dans certaines affections de la prostate (W. Roberts). J'en ai trouvé une fois dans l'urine d'une personne âgée; il s'y présentait en grains plus ou moins sphériques (fig. 22), brun rougeâtre, mesurant environ $0^{mm},5$. Ces petits calculs montraient à la fois des aiguilles s'irradiant autour du centre et des lignes concentriques qui indiquaient que leur formation s'était faite en plusieurs temps.

CALCULS.

Le microscope peut faciliter l'analyse chimique des calculs en montrant la matière, ou quelques-unes des matières qui les constituent. L'inspection de la poudre du calcul n'apprend rien ordinairement; il faut, pour arriver à un résultat, traiter successivement une parcelle de la masse par des dissolvants différents, jusqu'à ce qu'elle disparaisse totalement ou que l'on obtienne un résidu insoluble dans tous les véhicules. Ce résidu fera l'objet d'un examen particulier : il sera formé le plus souvent par des débris organiques; quant aux dissolutions, on en précipitera le contenu sur une lame soit au moyen de réactifs appropriés, soit, tout simplement, par évaporation du dissolvant.

L'eau bouillante dissoudra l'acide urique et les urates; elle les abandonnera par évaporation et, parfois, tout simplement, par le refroidissement. L'acide chlorhydrique chassera l'acide carbonique des carbonates en les détruisant; il dissoudra le phosphate ammoniaco-magnésien et l'oxalate de chaux, mais les abandonnera à l'état cristallin quand on neutralisera la liqueur. L'ammoniaque dissout la cystine et l'abandonne par évaporation. L'éther est le dissolvant de la cholestérine, etc., etc. Je me contente d'indiquer la marche à suivre; aller plus loin m'entraînerait dans l'énumération des propriétés chimiques et physiques des substances que l'on a rencontrées dans les calculs; cette étude serait déplacée dans ce livre.

LAIT (pl. XXXV).

Dans le lait normal on ne rencontre que deux éléments figurés : 1° des leucocytes excessivement rares, 2° des globules gras de volume fort différent, variant entre 1 μ et 20 μ dans le lait tiré depuis peu des mamelles (fig. 7). Avec le temps, ces globules, en se raporochant et en fusionnant, finissent par acquérir des dimensions de plus en plus considérables; c'est ainsi que l'on rencontre dans la *crème* (fig. 8) des globules gras agglomérés *a*, et d'immenses plaques réfringentes dans lesquelles le froid fait souvent apparaître de longues aiguilles de margarine *m*. Ces choses se constatent sans peine sur des gouttes de lait ou de crème observées avec une amplification de 200 diamètres.

Le lait de bonne qualité ne contient pas d'autres éléments figurés [1]. L'altération ou la falsification y font trouver des corps nouveaux dont nous allons parler.

Le lait provient vraisemblablement (les histologistes ne sont point d'accord sur ce sujet) de la fonte des cellules épithéliales des culs-de-sac de la mamelle développés temporairement à la suite de la fécondation. Le travail commence pendant la grossesse et se termine avec la lactation. Les cellules se chargent de graisse avant de se désorganiser, mais la fonte ne commence à se produire qu'à l'approche de la parturition et elle ne devient bien régulière qu'après la fièvre de lait. Le liquide sécrété jusque-là porte le nom de *colostrum* chez la femme, de *mouille* chez la vache ; il se distingue du lait par un nombre de leucocytes plus considérable, la présence de mucine et surtout parce qu'on y rencontre des cellules épithéliales chargées de graisse, encore entières ou partiellement décomposées seulement. Ces cellules, les *globules du colostrum*, peuvent être retrouvées facilement dans une goutte de colostrum observée à la façon du lait (*c*, fig. 11) : ils montrent un corps protoplasmique granuleux renfermant des globules graisseux, comme le prouvent l'action de l'acide osmique et celle du réactif iodé. Pour isoler ces globules, on renferme dans un flacon un volume de colostrum avec dix fois son volume d'éther, on agite à plusieurs reprises, puis on laisse reposer pour isoler par décantation le dépôt qui se forme. Des parties de celui-ci portées au moyen d'une pipette sur une lame, colorées ensuite par le picrocarminate, laissent voir le noyau des cellules (fig. 10). Le lait des

1. Le lait, stérilisé à 110°, laisse 1° déposer après quelques semaines : 1° du phosphate tribasique de chaux en granules mesurant un demi μ; 2° du caséum solide, visible comme un pointillé presque imperceptible (Duclaux).

nourrices réglées contiendrait également de ces corpuscules qui rendent le lait purgatif.

Les abcès superficiels ou internes des mamelles introduisent du pus et des hématies dans le lait et parfois les microbes pathogènes, causes de ces abcès ou d'infections générales dont sont atteintes les nourrices. C'est vraisemblablement par leur intermédiaire que les nourrices syphilitiques contaminent leurs nourrissons. L'agent de la scarlatine se développerait dans des abcès superficiels bénins du pis de la vache et serait porté de là chez l'homme, où il cause une maladie redoutable, par l'intermédiaire du lait dans lequel il tombe pendant la traite. Le lait des vaches phthisiques transmettrait la tuberculose.

Le lait constitue un terrain éminemment favorable au développement des germes d'organismes que l'air apporte à sa surface. Pour peu qu'il soit abandonné quelque temps à l'air, il présentera des Saccharomyces, des filaments mycéliens et surtout des bactéries. Parmi ces dernières, nous n'en retiendrons qu'une : le *Diplococcus lacticus*, le *ferment lactique*, qui rend d'abord le lait acide, puis amène sa coagulation. On l'observera facilement en additionnant de carbonate de chaux en poudre et de 5 0/0 de sucre, du petit-lait séparé du caséum par décantation. Si l'on maintient le tout pendant quelque temps à 35°, on verra la craie se recouvrir d'un dépôt grisâtre qui, étant transporté sous le microscope, montrera des cristaux aiguillés de lactate de chaux et le ferment lactique sous forme de 8 isolés ou rassemblés en chaînettes. Ces diplocoques ont 1 μ, 6 de large et environ 3 μ de long.

Il faut cependant signaler encore : 1° le *Bacterium synxanthum* formé de cellules ayant 0 μ, 8 environ, disposées en chaînettes ; on le trouve dans le lait cuit, qu'il colore en jaune par un produit de sa sécrétion ; 2° le *Bacterium cyanogenum*. Celui-ci donne naissance à une matière soluble bleue qui forme le plus souvent des marbrures à la surface du lait. Cette bactérie ensemencée dans du lait y donne naissance à un bacille mobile de 4 μ de long qui reproduit après quelques jours la bactérie primitive. Celle-ci est légèrement étranglée au milieu et reste assemblée en chaînettes avec ses congénères.

On a prétendu que toutes les plantes susceptibles de produire de l'indigo, introduites dans le tube digestif, pouvaient donner un lait se colorant en bleu à l'air ; que la garance colorait le lait en rouge.

L'*adultération* la plus fréquente du lait consiste dans l'écrémage et l'addition d'eau. Comme ces pratiques communiquent au lait une teinte bleue, on remédie à ce défaut par l'addition de différentes substances parmi lesquelles nous ne citerons que la cervelle et la fécule que le microscope permet de reconnaître facilement.

Le lait soupçonné sera abandonné au repos pendant plusieurs heures. On en décantera les cinq sixièmes et l'on additionnera le résidu de quantité suffisante d'eau pour le rendre diaphane. On laissera le tout en repos : si le lait contient des matières étrangères, elles se déposeront au fond du vase ; on les isolera par décantation et on en portera des portions sous le microscope. La matière cérébrale sera reconnue à la présence des tubes à myéline (fig. 11, XXXIV), la fécule à son aspect et par l'iode. Il faut se plier à notre mode opératoire si l'on veut être certain de ne pas laisser échapper l'amidon : l'iode versé directement dans le lait ne colore pas toujours l'amidon qui s'y trouve, tandis qu'il agit bien sur la fécule lavée à l'eau, comme nous venons de le dire.

L'addition d'eau au lait peut produire des effets déplorables. Murchisson rapporte qu'un laitier a propagé une épidémie de fièvre typhoïde en ajoutant à son lait de l'eau contaminée.

ANALYSE DU BEURRE (pl. XXXV).

M. Husson a publié en 1878 à la librairie Asselin, et aussi dans le *Journal de pharmacie et de chimie* de la même année, un procédé complet de l'analyse des beurres dans lequel le microscope joue un rôle prédominant dans les recherches qualitatives. En un mot, M. Husson fait fondre le beurre pour en isoler une partie des corps étrangers et faire cristalliser les corps gras. Il prétend pouvoir reconnaître ainsi la provenance des graisses ajoutées au beurre pour le falsifier : la chaleur plus ou moins considérable à laquelle on est obligé de porter le tissu adipeux des différents animaux pour en extraire la graisse, influant assez sur la cristallisation de la margarine pour permettre cette distinction ; plus la margarine a été chauffée, moins ses cristaux sont beaux. Je n'insiste pas sur ces caractères. Le procédé n'a pas cette sensibilité, je puis l'affirmer, car j'ai pu obtenir maintes fois, en suivant la marche indiquée par M. Husson, des cristaux de margarine identiques avec des matières grasses d'origines bien différentes (fig. 12 à 19). Il ne doit pas être rejeté pour cela, car il peut révéler sûrement certaines falsifications en partant de ce principe que le beurre ne renferme pas de stéarine ni de débris organiques quelconques. La rencontre, dans le beurre, de stéarine, de cellules adipeuses, de matières colorantes, de sable, de fécule, de craie, etc., etc., seront les indices certains de sophistication et le procédé Husson est éminemment apte à déceler ces corps. Je dois ajouter cependant que le beurre naturel renferme souvent un peu de caséine et aussi un champignon filamenteux cloisonné. Ce dernier, qui s'y trouve parfois en quantité considérable, pourra se récolter en faisant fondre au

bain-marie 500 gr. ou 1 kilogr. de beurre; il forme dans la masse éclaircie des filaments et des membranes blanchâtres fort évidentes. Ce champignon pourrait bien jouer un rôle notable dans le rancissement du beurre.

Pour revenir au procédé Husson, on prend une fiole de 60 gr. à large ouverture et on y introduit 1 gr. de la matière à analyser et 10 gr. de glycérine ; on la bouche et on la porte au bain-marie jusqu'à fusion complète du corps gras. En agitant le flacon, on émulsionne facilement la graisse dans la glycérine, puis l'on y ajoute 20 gr. d'un mélange à parties égales d'alcool à 90° et d'éther à 66°. Le liquide, maintenu à 25°, se sépare par le repos en deux couches : l'inférieure est formée de glycérine et d'alcool, la supérieure d'alcool, d'éther et du corps gras ; le sable et les corps pesants tombent au fond du vase. Dans ces conditions, le beurre et la margarine ne laissent apparaître aucun corps entre les deux couches ; le lait de beurre que l'on rencontre maintenant dans ces deux matières est retenu par la glycérine qu'il rend opaline. Le saindoux, la graisse de veau, la graisse d'oie, le suif, donneront lieu à la formation d'un nuage blanc entre les deux liquides. Ce nuage sera d'autant plus épais que la matière sera plus riche en stéarine, car il est constitué surtout par de la *stéarine* cristallisée en aiguilles raides, réunies en masses arrondies ou elliptiques, simulant plus ou moins des oursins (fig. 15, et *s*, fig. 16). Les *cellules adipeuses* se rencontreront aussi dans ce nuage.

Les *féculents* se localisent pareillement entre les deux couches. On pourra les reconnaître au microscope à leur faciès particulier, ou à l'œil nu en ajoutant 40 grammes d'eau, puis quelques gouttes de teinture d'iode et en agitant : la fécule vient se placer avec une teinte bleu-noir entre les deux couches. L'iode n'agit pas s'il est ajouté directement au liquide éthéro-alcoolique.

Laisse-t-on tomber la température à 18°, la *margarine* cristallise et le nuage apparaît dans les flacons ne renfermant que du beurre ou de la margarine, tandis qu'il s'épaissit dans ceux qui montraient déjà de la stéarine. Les cristaux de margarine fournis par le beurre sont plus beaux que ceux que l'on obtient avec les autres matières : ils sont formés par des aiguilles indépendantes droites ou flexueuses, libres ou réunies soit en faisceaux (fig. 13), soit en sphérules (fig. 12), tandis que ceux qui ont une autre origine sont ordinairement empâtés dans des plaques de matière amorphe (fig. 14, 17, 19) ; mais le fait n'est pas constant comme l'admettait M. Husson. En ajoutant quelques gouttes de teinture d'iode dans les flacons, la margarine cristallise parfois en panaches de toute beauté (fig. 18).

Le dépôt examiné au microscope montrera les *corps minéraux*, les *fragments de tissus végétaux* et les débris de *matières colorantes*.

Le *curcuma* se présente sous forme de petites masses, finement granulées,

souvent ovoïdes, ayant une teinte d'un jaune roux. Cette couleur se fonce et brunit en présence d'un peu d'alcali. Le *safran* présente des débris végétaux jaune-safran, qui deviennent bleus et violets sous l'influence de l'acide sulfurique. Le *rocou* apparaît sous forme de plaques, d'un jaune roux, remplies de rognons ou de noyaux plus foncés. Le *jus de carotte* montre des cellules végétales et des fragments ayant l'aspect d'aiguilles brisées d'un jaune roux. Actuellement, on tend à remplacer ces matières par des couleurs d'aniline.

Le maniement des cristaux des matières grasses réclame une grande délicatesse si l'on ne veut les écraser ou les briser ; on les puisera avec une pipette à large ouverture et on les examinera avec une amplification de 200 diamètres, montés dans le véhicule qui a servi à leur cristallisation.

ANALYSE DES VIANDES DE BOUCHERIE (pl. XXXVI).

Nous n'avons pas l'intention de traiter complètement la question ; nous rappellerons seulement les faits généraux, voulant nous réserver pour les cas qui réclament l'emploi du microscope.

On doit rejeter les viandes *trop maigres* qui proviennent d'animaux fatigués ; les viandes *gélatineuses*, fournies par des individus trop jeunes ou mort-nés ; les viandes *saigneuses*, beaucoup plus sujettes que les autres à la putréfaction. Les animaux atteints de *maladies inflammatoires :* de pleurésie, de péritonite, de gastro-entérite, de cystite calculeuse (qui donne une odeur urineuse à la viande) ne sont point propres à la boucherie, pas plus que ceux qui sont sous le coup de *maladies contagieuses :* charbon, phthisie tuberculeuse, septicémie, bien que l'on prétende que la cuisson enlève tout danger de contamination. La présence chez l'animal de *parasites* susceptibles d'envahir l'homme est, bien entendu, une cause d'élimination : tel est le cas pour les bêtes atteintes de trichinose, de ladrerie, de cachexie aqueuse (causée par les douves), d'hydatides, du tournis. Enfin, il faudra tenir en suspicion les viandes sur lesquelles se seront posées des mouches ; ces insectes sont les agents reconnus du transport des microbes de la putréfaction. La plus redoutable est la mouche bleue (*Calliphora vomitoria*), qui a la réputation de dégorger une matière faisant pourrir la viande (?) ; il est certain qu'elle dépose ses œufs sur la viande fraîche. Viennent ensuite : 1° la mouche dorée (*Lucilia cæsar*), qui visite les viandes corrompues pour y laisser ses œufs ; les larves de cette espèce portent le nom d'*asticots ;* 2° la mouche carnassière (*Sarcophaga carnaria*) : elle pond sur les cadavres et sur les plaies de l'homme et des animaux, et ses larves s'y développent; 3° la mouche domestique, redoutable comme véhicule des bactéries, mais non par ses œufs qui évoluent dans le fumier.

La *viande charbonneuse* est rouge-brun extérieurement, d'un rouge vif éclatant à l'intérieur, comme l'a fait si justement remarquer M. Vilain, l'inspecteur en chef des marchés de Paris. Sa consistance est molle. Elle laisse échapper des vaisseaux un sang noir, épais, poisseux, contenant des globules rouges, crénelés pour la plupart, et le bacille caractéristique que nous avons décrit à la page 397.

La viande des animaux atteints de *septicémie* dégage une odeur caractéristique de sulfhydrate d'ammoniaque ; elle est molle, verte à la surface, gonflée par des gaz qui produisent l'emphysème de tout le tissu conjonctif ; elle s'écrase facilement en se réduisant en bouillie. Le microbe pathogène est le vibrion septique de Pasteur que nous avons décrit à la page 397. Il ne faut pas le chercher dans le sang, où il est fort rare et où il se présente en filaments très longs qui ne sont pas caractéristiques, mais dans le liquide musculaire ou dans la sérosité qui remplit l'abdomen. Il y revêt la forme de bacille et certains de ses éléments conformés en têtards laissent distinguer une spore dans leur partie renflée.

La *trichinose* sévit surtout sur le porc qui communique cette maladie à l'homme lorsque celui-ci mange de la viande contaminée crue ou portée par la cuisson à une température trop basse pour tuer le parasite : le *Trichina spiralis*. Quoi qu'en disent certains auteurs, l'examen à l'œil nu ne permet pas de reconnaître la présence du parasite dans la viande qui peut se présenter, bien que criblée d'animalcules, avec tous les dehors d'un aliment de qualité irréprochable. Le ver sexué nous intéresse peu ici : il ne s'observe que dans l'intérieur du tube digestif où il produit à la suite d'accouplement des myriades de larves qui émigrent presque toutes dans le tissu musculaire strié, car quelques-unes se localisent dans la paroi de l'intestin et d'autres dans le tissu conjonctif; on a prétendu aussi qu'elles pouvaient se rendre dans le tissu adipeux : le fait a besoin d'une nouvelle confirmation, car je sais pertinemment que la bonne foi de la personne qui a livré cette prétendue découverte à la publicité, a été surprise. Cette larve complètement développée à 1 millimètre de long et $0^{mm},04$ de large; elle se présente le plus souvent enfermée dans un kyste en forme de citron dans lequel elle est roulée en spirale (fig. 32). Les kystes ne contiennent habituellement qu'un seul ver, mais on en rencontre de temps en temps qui en présentent plusieurs : deux ou trois. On a observé aussi des larves libres et déroulées; celles-ci se confondent facilement avec les vers mis en liberté par l'action des ciseaux sur la paroi des kystes.

La trichine doit être recherchée dans les parties maigres de la viande. Au moyen de ciseaux courbes, on détachera dans le muscle, parallèlement à la direction des fibres, quatre à cinq petits lambeaux de 1 millimètre de large et de 5 à 6 millimètres de long, que l'on disposera parallèlement sur

une lame portant quelques gouttes d'une solution de potasse caustique à 2 0/0. Recouvrant le tout d'une seconde lame, on exercera sur cette dernière une pression assez forte pour aplatir les fragments de viande et en dissocier partiellement les fibres. La préparation sera alors assez transparente pour qu'une observation attentive ne laisse échapper aucun kyste dont la paroi diaphane permet de distinguer facilement le contenu. Si les dimensions des morceaux de viande surpassaient celles que nous avons indiquées, il deviendrait indispensable de continuer la compression entre les deux lames pendant toute la durée de l'inspection. Si l'on avait à examiner journellement une grande quantité de viande, il serait avantageux de faire usage d'un *compresseur* mécanique qui accélérerait les opérations en assurant la liberté des mains.

La vie des larves de la trichine est limitée : après un certain temps ces animaux meurent et se décomposent peu à peu. Les kystes âgés ne présentent plus dans leur intérieur qu'une masse granuleuse calcaire sans trace d'organisation (fig. 34), ou bien des vésicules adipeuses (fig. 33) ; lorsqu'ils sont dans cet état, leur contenu est sans danger pour l'homme.

C'est encore chez le porc que nous irons chercher notre exemple de *ladrerie*. Cette maladie est causée par la présence dans le tissu conjonctif de l'animal du *Cysticercus cellulosæ*, forme larvaire du tænia armé. Ce petit ver habite des kystes opalins, allongés (fig. 13), un peu plus volumineux qu'un pois, qui peuvent se rencontrer dans tous les points de l'individu, aussi bien dans le tissu lamineux superficiel que dans celui qui est profondément caché au milieu des muscles. La muqueuse buccale et la conjonctive sont souvent envahies, et ainsi s'explique la pratique des marchands de porcs qui ne font emplette d'un de ces animaux qu'après s'être assurés que les deux côtés du frein de la langue et les paupières sont bien exempts de kystes. Pour se procurer des viandes ladres à Paris, il faut s'adresser au service sanitaire des abattoirs ou à celui des halles qui sont chargés de les saisir. On recherchera surtout les kystes à la surface du péritoine et dans les grandes lames de tissu conjonctif qui réunissent entre eux les faisceaux musculaires.

La paroi des kystes ladriques est constituée par du tissu lamineux ; fendue, elle laisse échapper un petit corps sphérique de la grosseur d'un pois (fig. 13 et 14) rempli d'un liquide transparent et présentant sur un des côtés un nodule blanchâtre. C'est là le cysticerque dont la tête et le cou sont invaginés dans la vésicule caudale. Son étude est facile, mais réclame un peu de délicatesse, car il faut avant tout faire saillir la tête de la vésicule sans produire d'altération. L'opération ne réussit qu'avec des cysticerques frais, tirés du kyste au moment du besoin. Plaçant un de ces organismes sur l'extrémité de l'index, il suffit de comprimer doucement la vésicule avec

le pouce pour voir le cou s'échapper au dehors (fig. 15). En continuant les pressions, on amènera la libération de la tête, mais il faudra en aider le déroulement en élargissant peu à peu, avec une tête d'épingle, les bords du cœcum dans lequel elle se cache. Cette partie, la plus délicate de l'opération, réclame une certaine patience ; une légère pression sur la lamelle lorsque la pièce est montée parachève l'opération. Nous avons obtenu ainsi des préparations splendides qui nous ont permis de faire reproduire dans les figures 16-19 ce cysticerque de la ladrerie, complètement désinvaginé, d'une façon plus exacte que cela n'a été fait jusqu'ici dans les livres classiques. Le véhicule de la préparation sera de l'eau, du sérum, de la glycérine légèrement alcaline, mais tout véhicule acide doit être écarté, car il amènerait la destruction de la double couronne de crochets et celle des corpuscules calcaires fort nombreux que renferme la vésicule caudale arrondie et non elliptique, comme le disent la plupart des auteurs. Avons-nous besoin de décrire le rostre, les quatre ventouses, la double série de crochets (fig. 19), le cou court de l'animal? Nous pensons que nos figures et leurs légendes peuvent nous éviter cette tâche.

S'il était impossible de se procurer de la viande ladre et que l'on voulût absolument observer une tête de tænia armé, on s'adresserait au lapin, qui est attaqué si fréquemment par le *Cysticercus elongatus* que j'ai toujours réussi à m'en procurer des exemplaires en faisant chercher au marché les tripes d'une demi-douzaine de ces individus. Les kystes sont plus volumineux que ceux de la ladrerie du porc et renferment parfois deux cysticerques (fig. 8, *k*); on les rencontre sur toute la surface du péritoine, mais plus particulièrement dans la région du foie et sur l'intestin. On traitera ces kystes comme les précédents (fig. 8-12). La tête est armée de deux séries de crochets comme celle du tænia armé, mais sa forme en est différente ; le caractère distinctif le plus saillant sera fourni par la vésicule caudale (*vc*, fig. 9) qui est ici mince, allongée, acuminée en arrière.

C'est dans la viande de bœuf qu'il faut chercher les kystes renfermant le *Cysticercus inermis*, la forme larvaire du tænia inerme (*Tænia mediocanellata*). Ces kystes ressemblent extérieurement à ceux du cysticerque de la ladrerie du porc, mais la larve développée du ver qui nous occupe se distinguera parfaitement par sa tête déprimée à ventouses terminales (fig. 22) dépourvue de crochets et son cou allongé.

Nous avons suffisamment décrit antérieurement (p. 436), les kystes à échinocoques pour qu'il soit possible de renvoyer au chapitre des hydatides qui en traite spécialement.

Bien que le *Tænia Cœnurus* ne se développe point chez l'homme, il faudra rejeter toute cervelle présentant des kystes dans son intérieur, car l'échinocoque se rencontre aussi dans le cerveau, et les kystes des deux individus

peuvent être confondus. Les kystes des cœnures se distingueront parce qu'ils ne renferment jamais de vésicules filles, parce que leur paroi n'est point feuilletée, mais est constituée par des fibrilles englobant des granulations d'un volume variable ressemblant à des globules de lait et, aussi, parce que les individus qui bourgeonnent sur leur face interne restent fixés à la paroi. Les crochets de ceux-ci mesurent $0^{mm},10$ au moins et peuvent atteindre $0^{mm},15$; ils sont toujours, par conséquent, 5 à 8 fois plus longs que ceux de l'échinocoque.

Le DISTOME HÉPATIQUE (fig. 35) et le DISTOME LANCÉOLÉ causent probablement la cachexie aqueuse. Ils vivent habituellement dans les conduits et dans la vésicule biliaires des ruminants, mais on les rencontre encore dans l'intestin et dans le poumon. Ils se présentent, dans les canaux biliaires, enroulés sur eux-mêmes comme ce gâteau léger que l'on nomme *oublie*. Le premier atteint 3 centimètres ; le second ne dépasse pas un centimètre ; ils sont visibles l'un et l'autre à l'œil nu. Les ayant saisis avec des pinces, on les secouera dans l'eau pour les débarrasser des mucosités qui les recouvrent et on les portera sous le microscope ou la loupe, montés dans de la glycérine légèrement alcaline, la face abdominale tournée vers l'objectif. Une amplification de quelques diamètres est suffisante pour leur observation. Ils laisseront distinguer par transparence la plupart de leurs organes. La légende de notre figure 35 est suffisante, nous semble-t-il, pour indiquer la position de ces organes que nous ne pouvons songer à décrire d'une façon complète sans dépasser notre but. Nous avons décrit les œufs de ces individus (p. 436 et fig. 36-37) ; les distomes rompus en laissent échapper un grand nombre dans le liquide de la préparation.

Le foie du lapin se montre quelquefois taché de points ou de traînées blanchâtres plus ou moins développées. Le fait est dû à la présence dans les cellules épithéliales de cet organe d'un parasite, le *Coccidium oviforme*, la psorospermie oviforme du lapin. Ce sporozoaire se développe dans les cellules épithéliales des canaux biliaires dont il cause la chute. Il est nu pendant la période végétative, formé d'un protoplasma granuleux et d'un noyau. Il s'enkyste pour la reproduction par formation à sa surface d'une membrane résistante (fig. 40), et il attend dans cet état d'être expulsé au dehors. Le kyste étant en liberté, son contenu se divise en huit spores sans que la paroi se rompe. Celle-ci ne se détruit que dans le tube digestif du lapin quand des aliments souillés par sa présence sont absorbés par l'animal. On les a vus se développer aussi chez l'homme, produisant des désordres semblables à ceux que l'on observe chez le lapin. Des portions de foie contaminé dilacérées après avoir séjourné dans le sérum iodé et traitées par le picro-carminate laisseront voir ces psorospermies.

MALADIES DES VERS A SOIE.

Trois maladies d'origine parasitaire qui ont fait de grands ravages dans les magnaneries : la *pébrine*, la *flacherie* et la *muscardine*, attaquent les vers à soie.

La PÉBRINE a été ainsi nommée par M. de Quatrefages en raison de la présence à l'intérieur et sur la peau des individus malades de très petites taches grisâtres simulant un semis de poivre. M. Pasteur la désigne par le nom de *maladie des corpuscules*.

Le parasite est un sporozoaire du groupe des microsporidies, le *Microsporidium Bombycis*. L'histoire de cet animal est fort simple : il se présente à l'origine comme un petit amibe et c'est sous cette forme qu'il pénètre dans les cellules du bombyx, envahissant tous les tissus sans respecter les sper-

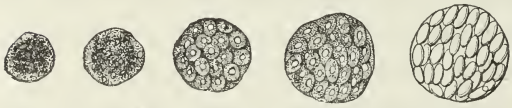


FIG. 273. — *Microsporidium Bombycis*. Développement des spores dans la masse sarcodique qui représente la forme végétative de la microsporidie.

FIG. 274. —*Microsporidium Bombycis*. Spores laissant échapper le plasma intérieur sous forme d'une petite masse amœboïde.

matozoïdes et les ovules (fig. 274). Après quelque temps, l'amibe se contracte et l'on voit naître dans son intérieur de nombreuses spores, les corpuscules, qui entrent en liberté par la destruction de leur générateur. Ces spores vues de champ sont ovoïdes et mesurent 4 μ sur 2; vues de haut, elles semblent sphériques; elles sont fort brillantes et leur membrane très résistante présente un double contour. Elles s'ouvrent à un certain moment et laissent échapper par un orifice, qui est toujours terminal, un amibe semblable à celui qui a servi de point de départ à notre description (fig. 273 et 274). L'envahissement se fait par le tube digestif où par les parties blessées de la surface cutanée.

Il suffit, pour voir le parasite, de broyer un individu contaminé dans un mortier avec quelques gouttes d'eau et d'observer une partie de la bouillie en se servant d'une amplification de 300 à 400 diamètres (fig. 6, XXXIX). Les corpuscules tranchent toujours nettement par leur éclat et leur forme régulière sur les débris du bombyx; les individus libres sont plus difficiles à distinguer, il faut de l'habitude ou une certaine attention pour ne point les laisser échapper lorsqu'ils sont peu nombreux, ce qui se produit souvent dans les œufs et dans les larves jeunes.

Les spermatozoïdes et les ovules contaminés peuvent encore copuler, mais le parasite passe alors dans l'œuf. De celui-ci sortira un jeune contaminé qui ne donnera pas de cocon, car la vie du ver à l'état de larve étant de trente-cinq jours environ, le dénouement fatal se produit toujours vers le trentième jour après la pénétration du parasite. Par contre, il est pour ainsi dire certain que la génération issue de *graine* saine, donnera une bonne récolte, à moins, chose impossible, que la chambrée ne soit attaquée entièrement dans les cinq jours qui suivent la naissance du ver. C'est en raisonnant sur ces faits que M. Pasteur a été conduit à instituer une inspection microscopique des cultures destinée à enrayer, dans les limites du possible, la production des mauvaises graines. Voici en quoi elle consiste. Dès que l'on juge que les cocons sont bien formés, ce qui a lieu six jours environ après la montée des vers aux branchages mis à leur disposition au moment de la métamorphose, on en prélève sans choix une livre ou un kilo; on les met en chapelets et on porte ceux-ci dans une chambre chauffée à 25° ou 30° dont l'atmosphère doit toujours renfermer une certaine quantité de vapeur d'eau. Ayant pris ces précautions, on examine au microscope, et, une à une, vingt chrysalides ; pour aller rapidement, on broie la première dans un mortier avec quelques gouttes d'eau, on observe une portion du magma ; puis, ayant lavé le mortier et le pilon, on l'égoutte imparfaitement et on utilise le peu de liquide qu'il retient pour broyer le second animal ; l'on continue l'opération en suivant le même procédé. On doit apporter toute son attention à cette recherche, car la miscrosporidie ne se présente pas toujours à cette époque à l'état de corpuscule brillant. On répète cette opération tous les deux jours. Si l'on rencontre seulement deux ou trois chrysalides corpusculeuses sur vingt dans l'une quelconque des observations, la chambrée est impropre à fournir de la graine et tous les cocons qu'elle renferme doivent être livrés à la filature.

Dès que les papillons commencent à sortir, on les traite un à un comme les chrysalides, après en avoir séparé les ailes. On en examine au moins cinquante et davantage même, s'il s'en est rencontré de corpusculeux dans la masse. Si la proportion de ceux-ci ne dépasse pas 10 p. 100 dans les races indigènes, on peut livrer toute la chambrée au grainage, en ayant soin d'écarter les cocons faibles et aussi, plus tard, tous les papillons présentant des imperfections. Il faut surtout éloigner avec sévérité tous les papillons dont le duvet est, même par places restreintes, noir et volouté, ce qui est l'indice certain de la présence des corpuscules. L'expérience a démontré qu'avec 10 p. 100 le nombre des œufs contaminés ne dépassait pas 1 à 2 p. 100, car tous les œufs d'une femelle corpusculeuse ne sont pas infectés. L'observation est facile ici ; les corpuscules brillants sont nom-

breux; on fera bien cependant, avant d'écraser les femelles, d'en enlever les œufs qui pourraient gêner.

Enfin, s'il s'agit de graines faites, il faut les examiner et rejeter toutes celles qui, au moment de l'éclosion, se montreront corpusculeuses. Les œufs corpusculeux présentent une coque inégalement ponctuée et réticulée, plus ou moins recouverte de taches obscures selon le degré de l'infection; les œufs sains ont une ponctuation régulière et une réticulation non interrompue par des taches noires. Mais l'œuf atteint est tellement farci de corpuscules dans les derniers jours de l'incubation qu'il est préférable, selon les conseils du Dr Vittadini, de soumettre à l'incubation, en février ou en mars, une petite quantité de la graine à essayer et d'attendre l'éclosion des vers pour procéder à l'examen; cette opération est inutile avec les œufs fort corpusculeux qui présentent les taches caractéristiques dès les mois d'automne et d'hiver. On prend sa moyenne sur plusieurs opérations portant au moins sur cinquante œufs; on agit sur deux ou trois œufs à la fois que l'on écrase dans une goutte d'eau entre la lame et la lamelle et l'on rejette les coques avant de faire l'observation. Les petits vers seront placés sur une lame dans l'eau, puis, les ayant recouverts d'une lamelle, on appuiera sur celle-ci avec une aiguille à l'endroit correspondant à l'attache de la tête. Le tube digestif se rompra dans sa partie antérieure, l'intestin sera chassé par l'anus en même temps que la majeure partie des viscères; les organes les plus chargés de corpuscules viendront ainsi s'offrir d'eux-mêmes aux regards de l'observateur en déversant une partie de leur contenu dans le liquide de la préparation.

La FLACHERIE diffère de la maladie précédente, bien qu'elle puisse s'inoculer comme elle par le tube digestif et par la peau : sa durée est beaucoup plus courte, elle ne dépasse jamais 21 jours et peut même s'abaisser à 12 heures; le parasitisme est tout autre. La flacherie n'est pas transmissible, mais les générations qui proviennent de vers *flats* sont affaiblies et prédisposées à contracter la maladie. Son siège se trouve dans l'intestin; cependant, les parasites se répandent dans le sang lorsque la mort approche. Comme signes caractéristiques on donne : 1° l'apparition fréquente de taches rouges sur la peau de l'animal, de préférence sur les côtés au voisinage des fausses pattes; 2° l'odeur aigre, désagréable, d'acides gras volatils qu'il dégage; 3° son ramollissement après la mort bientôt suivi d'une décomposition qui lui communique une coloration noire en vingt-quatre ou quarante-huit heures. Le *criterium* de la maladie est fourni par l'inspection du contenu du tube digestif; on met les viscères à nu en fendant le ver avec un scalpel selon la ligne médiane du dos, ou en enlevant au moyen des ciseaux toute la partie de la face supérieure de la carapace postérieure aux ailes, après quoi l'on va puiser soit dans l'estomac, soit dans l'intestin,

une parcelle, de la grosseur d'une tête d'épingle, des matières qui y sont renfermées ; on dissocie la masse sur une lame dans une goutte d'eau et, finalement, on l'observe avec une amplification de 400 diamètres (fig. 7, pl. XXXIX). La préparation montre, en cas de maladie, au milieu de débris de feuille de mûrier, trois schizophytes, différents : le premier, plus volumineux, est un bacille qui semble n'être autre chose que le ferment butyrique ; certains de ses articles renferment des spores ; il ne semble pas avoir d'action nuisible ; le second est le *Micrococcus bombycis*, dont les articles de 1 μ, 5 de diamètre se présentent groupés en chaînettes réduites quelquefois à deux éléments ; il est abondant dans la forme lente de la maladie ; le troisième microbe est un vibrion, non dénommé, assez court parfois pour simuler une bactérie ; il prédomine dans les cas à dénouement rapide. On combat le fléau par les moyens prophylactiques : la propreté, une nourriture abondante de feuilles fraîches et des cultures sur de larges surfaces pour éviter l'entassement et le rapprochement des élèves.

La MUSCARDINE ou la ROUGE (fig. 2-5, pl. XXXIX), qui fait actuellement beaucoup moins de ravages qu'il y a un demi-siècle, est due à l'envahissement du ver par un de ces champignons filamenteux, inférieurs, auxquels on ne connaît d'autres organes reproducteurs que des conidies. Ce parasite, le *Botrytis Bassiana*, se développe aussi sur d'autres insectes, il peut même se cultiver sur des matières organiques en dehors d'un être vivant. Quoi qu'il en soit, la contamination se fait surtout à l'époque de la quatrième mue et la durée de la maladie est d'une dizaine de jours environ. Le ver prend une coloration rouge violacé ou lie de vin pâle qui se répand sur l'individu entier. Le ver mort conserve cette couleur ; d'abord mou, il se dessèche rapidement sans se putréfier en se contournant fortement, prenant la forme d'un V ou d'un S ; environ trois jours après sa fin, il se recouvre d'une efflorescence blanche formée par des spores et prend alors l'aspect des pastilles allongées auxquelles il doit son nom et dont on fait grand usage dans le Midi. Il lui arrive souvent, bien qu'attaqué, de construire son cocon, mais il n'en sort jamais et se dessèche dans son intérieur : le cocon agité rend alors un son sec qui le fait désigner sous le nom de *dragée*. Dans ce cas, l'efflorescence apparaît rarement à la surface de la chrysalide, elle se localise le plus souvent à l'intérieur à la surface du corps desséché de l'insecte. La contamination se fait par le moyen de ces spores qui, introduites sous la peau du ver, germent dans le tissu adipeux et produisent un lacis fort serré de filaments ramifiés dont les uns cylindriques ont environ 2 μ, 5 d'épaisseur, tandis que les autres, variqueux, se terminent par des masses de formes très diverses (fig. 2), gorgées de protoplasma granuleux. Ces masses se détachent (fig. 3) et, entraînées par le courant sanguin, vont propager l'infection dans le pannicule adipeux

qu'ils s'assimilent. Lorsque l'animal épuisé meurt, le champignon envoie dans l'atmosphère par les stigmates, et à travers les articulations des anneaux, des filaments dressés, claviformes (fig. 4), qui se recouvrent bientôt dans leur partie terminale d'un grand nombre de petites spores arrondies groupées en rosaces ou en files longitudinales. On devra donc rechercher le mycélium au-dessous de la peau, dans la graisse, sur des vers encore vivants ; on dissociera avec soin la partie prélevée et on la colorera au besoin avec l'iode avant de l'observer avec une amplification de 400 diamètres. On pourra étudier les filaments fructifères en rasant une partie du corps et dissociant le produit dans l'eau, ou bien, en détachant une lamelle aussi mince que possible dans les téguments et la couchant sur le côté, pour voir les filaments de profil.

MALADIES DES VINS (pl. XXXIX, fig. 1, *a-d*).

Le vin est susceptible de subir sous des influences différentes des altérations diverses que l'on désigne par le nom de maladies. Les causes de ces maladies, sont des Saccharomyces ou des Bactériacées agissant comme ferments. Les germes de ces êtres peuvent se rencontrer en petite quantité dans presque toutes les lies, mais ils y restent à l'état de vie latente jusqu'à ce que les conditions favorables à leur développement se produisent. M. Pasteur, à qui l'on doit la connaissance des agents de ces maladies, indique comme remède général le chauffage des vins à 50°. Les vins en bouteilles bouchées sont portés à cette température soit au moyen de l'étuve, soit par l'intermédiaire du bain-marie ; les vins en fûts y sont amenés par un courant de vapeur d'eau circulant dans un serpentin de cuivre argenté plongé dans la pièce par la bonde.

Le *Saccharomyces vini* (fig. *b*) attaque tous les vins jeunes ; il en détruit le sucre, l'alcool et les matières extractives et les rend *plats*. Il est facile à observer et nous renvoyons pour son étude à ce que nous en avons dit à la page 350. Ce Saccharomyces étant aérobie, on se met facilement à l'abri de ses atteintes en maintenant les fûts pleins et les bouteilles couchées.

Le *Diplococcus aceti* (fig. *a*) vit aussi à la surface des vins, mais il préfère les vins dépouillés, ceux qui dès l'origine sont des vins fins, ou les vins ordinaires qui vieillissent. En transformant l'alcool en acide acétique, il rend les vins *acides*, *aigres* ou *piqués* et la maladie qu'il cause est l'*acescence*. Nous l'avons décrit à la page 375. On l'évite en tenant le vin à l'abri de l'air ; l'ouillage des fûts est pratiqué dans cette intention.

La maladie de la *pousse* ne se déclare que pendant la saison chaude, dans les celliers dont la température s'est élevée. Elle attaque surtout les

vins de peu valeur, les vins rouges de préférence aux blancs, et se produit en l'absence de l'air dans les bouteilles et les fûts pleins. Versé dans un verre et agité doucement, le vin montre dans son intérieur des filaments soyeux qui se déplacent en se mouvant en divers sens. Exposé à l'air, son trouble augmente, il se fonce. Il devient de plus en plus fade par la disparition du tartre qui subit la fermentation propionique et acétique en dégageant de l'acide carbonique. Ce gaz, en faisant pression sur le liquide, le force à s'échapper par les joints des douves, ce qui explique le nom de *pousse*, donné à la maladie.

Les ondes soyeuses sont formées par le bacille qui produit cette maladie. Une goutte du vin portée sous le microscope montre de nombreux filaments plus ou moins longs (fig. *c*), mais toujours très grêles, n'ayant pas plus de 1 μ d'épaisseur. Dans le fond des tonneaux, le même microbe se présente en filaments très longs, enchevêtrés les uns dans les autres, formant une masse noirâtre, glutineuse, qui se tient et se met en fils muqueux lorsqu'on la retire à l'aide d'un tube effilé plongeant jnsqu'au fond du tonneau ou de la bouteille. Des soutirages en mars permettent d'éviter cette maladie.

M. A. Gauthier a décrit, sous le nom de *maladies des vins tournés du midi de la France*, une altération différente de la précédente. Elle s'observe surtout après les automnes chauds et pluvieux, particulièrement quand la moisissure a envahi la grappe. Le vin examiné dans un verre blanc ne présente qu'un léger brouillard brillant. Après quelques heures d'exposition à l'air il se trouble, s'irise à la surface ; sa matière colorante passe du rouge au violet bleuâtre et se dépose sous forme d'un précipité bistre, tandis que la liqueur ne garde qu'une teinte brun jaunâtre, une odeur de cuit, un goût acidulé et légèrement amer. Le tanin et le tartre sont décomposés et l'on trouve à leur place de l'acide acétique, de l'acide tartronique et une notable proportion d'acide lactique. Le microbe agent de cette fermentation rappelle beaucoup par sa forme le ferment lactique. (V. p. 448).

La maladie de la *graisse*, qui rend les vins *filants* et *huileux*, attaque les vins jeunes et faibles, pauvres en tanin, renfermant moins de 10 °/₀ d'alcool. Elle est rare dans les vins rouges, plus fréquente dans les vins blancs de la Loire, de l'Orléanais et de Champagne chez lesquels la fermentation alcoolique ne s'achève que très lentement. Le vin perd de sa limpidité, devient plat et fade ; il s'épaissit et, lorsqu'on le transvase, il file comme de l'huile ; il devient même parfois plus consistant encore à la surface qui se recouvre d'une sorte de couenne. On ne sait encore ce qui se passe au juste dans cette maladie, mais il y a tout lieu de croire que les phénomènes qui se produisent dans le vin attaqué se rapprochent de ceux que l'on observe pendant la fermentation mannitique du sucre et l'altération du jus de betteraves par

le *Leuconostoc mesenteroides*. Une goutte de vin filant portée sous le microscope montre en effet de nombreux chapelets de petites cellules sphériques (fig. *d*) plongés dans une matière gélatineuse, réalisant par conséquent la forme végétative du leuconostoc. (V. p. 368.) On fait cesser la maladie par addition de tanin au vin ; on l'empêche en laissant le moût pendant quelques heures au contact de la rafle pour lui permettre de dissoudre le tanin que contient celle-ci.

La sixième et dernière maladie que nous décrirons est celle de l'*amertume*. Elle apparaît tantôt dans les vins jeunes ayant deux ou trois ans, tantôt dans les vins très âgés et plus particulièrement dans les meilleur crus de la Bourgogne. Au début du mal, le vin possède une odeur spéciale, sa couleur est moins vive, son goût fade : les tonneliers disent que le vin *doucine*. La saveur amère apparaît ensuite ; le vin se charge d'acide carbonique ; enfin, il se dépouille, vire au jaune et n'est plus buvable. Pendant ce temps la proportion d'acides volatils, d'acide acétique et d'acide butyrique augmente notablement dans le vin, tandis que la glycérine en disparaît, servant vraisemblablement à la production des deux derniers acides. L'agent de la maladie se rencontre dans le dépôt. Porte-t-on une parcelle de celui-ci sous le microscope, on y trouve, en même temps que de gros cristaux de tartrate de chaux et des aiguilles de bitartrate de potasse, de nombreux filaments enchevêtrés et rameux, articulés, incolores ou plus ou moins colorés de rouge ou de brun. Les filaments incolores n'ont qu'un μ de largeur ; les filaments colorés peuvent être trois fois plus volumineux, mais cette amplification est plus apparente que réelle, car elle est due simplement à un dépôt de matière colorante sur les filaments. Cette matière, en se déposant en plus grande quantité en certains points, rend les filaments verruqueux.

La bière et le cidre présentent des maladies analogues à celles du vin.

ANALYSE DU POIVRE

Nous connaissons déjà la constitution du poivre (p. 279 et 294) ; elle est assez caractéristique pour que l'on ne puisse confondre ce fruit avec ceux du nerprun, du garou (poivre d'Allemagne), du Mezereum, qui lui ressemblent assez extérieurement pour être donnés parfois comme poivre. Des coupes transversales et longitudinales suffiront pour divulguer ces fraudes et à plus forte raison celle qui consiste à fabriquer du poivre de toutes pièces avec des matières inertes mélangées à des substances âcres comme du piment, de la racine de pyrèthre, des graines de moutarde, etc.

La chose est moins facile lorsqu'il s'agit de déterminer le degré de

pureté d'un poivre en poudre, et la solution de ce problème doit être laissée à un botaniste de profession habitué au maniement du microscope. Pour être méthodique, nous étudierons d'abord une poudre pure, et, pour la même raison, nous dirons en premier lieu quelle est l'action du moulin sur les grains et comment se montrent ses éléments au sortir de l'appareil, car l'anatomiste de profession, accoutumé à procéder par coupes, se trouve toujours désorienté à la vue de cellules entières se présentant dans des positions variées qui en modifient complètement l'apparence. Il devra, dans tous les cas semblables à celui-ci, faire un petit apprentissage sur un type certain dont il étudiera d'abord la structure par les moyens qui lui sont habituels ; il s'efforcera ensuite d'en isoler les différents éléments pour les examiner au microscope sous toutes leurs faces : le procédé variera avec la substance et nous comptons trop sur l'initiative de nos lecteurs pour insister sur ce sujet ; enfin, il réduira en poudre une portion du type en ayant soin de se conformer autant que possible à la manipulation que subit la matière dans l'industrie : contusion, mouture, broyage, etc., et il recherchera dans la masse les éléments qu'il aura appris à connaître par les opérations précédentes. Après cela, il sera préparé à faire l'analyse.

La meule ne donnant qu'un produit défectueux, le poivre doit être broyé au moulin : sous la pression, l'épiderme et les cellules scléreuses sous-jacentes, restant accolés, se détachent sous forme de lame du mésocarpe parenchymateux qui rompt lui-même ses adhérences avec l'endocarpe plus résistant ; celui-ci s'isole à son tour entraînant, avec lui les téguments de la graine, mettant ainsi l'amande en liberté. L'effort augmentant, ces parties se brisent en fragments plus ou moins volumineux formés les uns par des cellules isolées, les autres par des éléments réunis en plaques ou en petits massifs ; les faisceaux libéro-ligneux se brisent et s'affranchissent du mésocarpe.

Une pincée de poivre noir observée au microscope montrera donc (fig. 1, pl. XL) : 1° de petites plaques foncées formées les unes par l'épicarpe comprenant les cellules épidermiques lamelleuses (*ep*) et les cellules scléreuses sous-jacentes *cs*, les autres par les téguments (*t*) et les cellules de l'endocarpe *e*, qui, vues de face, sont hexagonales ; 2° des massifs de cellules parenchymateuses incolores, souvent aplaties par l'instrument, ne contenant que de rares grains d'amidon : ces cellules proviennent du mésocarpe *m* ; 3° des portions de faisceaux libéro-ligneux *b-l*, accompagnées parfois de fibres péricycliques *p* ; 4° des cellules polyédriques *a*, isolées ou groupées par 2-3, remplies d'amidon, accompagnées aussi parfois de cellules *gl*, pleines d'huile essentielle : ces éléments proviennent de l'albumen ; 5° des grains sphériques d'amidon, fort petits, mis en liberté par la rupture de quelques

cellules de l'albumen. Sont surtout caractéristiques de cette poudre : la coloration jaune des cellules scléreuses de l'épicarpe et de l'endocarpe; l'accolement de ces cellules à des membranes colorées de brun ; le contenu foncé des cellules scléreuses de l'épicarpe.

Le poivre blanc, n'étant que du poivre noir qui a été débarrassé de la moitié extérieure de son péricarpe, fournit une poudre qui contient les mêmes éléments que celle du poivre noir, moins les plaques formées par l'épicarpe.

La falsification la plus courante et aussi la plus difficile à mettre en évidence consiste dans l'addition de poudre de grabeaux de poivre, c'est-à-dire de débris trouvés dans les balles. Ces grabeaux sont formés en partie par la poussière et les fragments résultant du frottement des grains les uns contre les autres, en partie par des pédoncules. Les débris du péricarpe se confondent avec les éléments ordinaires de la poudre ; cependant, l'abondance de lamelles épicarpiques dans la matière servira d'indice, de même que le grand nombre de trachées et de fibres péricycliques révélera l'introduction de pédoncules.

Les matières qui servent et ont servi à falsifier le poivre sont très nombreuses et la liste n'en est point close pour cette raison que le falsificateur intelligent modifiera toujours ses procédés au fur et à mesure que l'expert aura réussi à les dévoiler : je ne parviendrai donc pas à les énumérer toutes, aussi me bornerai-je à en étudier quelques-unes dans cette seule intention de préciser la marche à suivre dans des analyses de ce genre.

Actuellement, la substance à la mode est le *grignon d'olives;* c'est ainsi que l'on nomme l'endocarpe de l'olivier ; celui-ci étant convenablement séché et grillé fournit des poudres grises et blanches qui imitent, à s'y méprendre, les poudres des deux variétés de poivre. Nous avons décrit cet endocarpe à la page 278 ; les éléments scléreux qui le forment sont faiblement unis entre eux, aussi la poudre qu'on en obtient est-elle constituée en grande partie par des cellules isolées (fig. 2, XL) ; on rencontre cependant, çà et là, de petits massifs de cellules non dissociées et des débris des faisceaux libéro-ligneux. La confusion avec le poivre est impossible : les cellules scléreuses sont gris verdâtre, sans contenu coloré, jamais accompagnées de lamelles de cellules brunes ; les massifs sont noirs, impénétrables à la lumière, ce qui les distingue bien des cellules de l'albumen du poivre qui sont fortement réfringentes et, en cas de doute, l'action de l'iode lèverait toute incertitude.

L'addition de cette substance insipide faisant perdre à la poudre une partie de sa saveur, et la chose devenant même fort sensible lorsque le mélange a été fait dans des proportions un peu considérables, il devient indispensable d'y ajouter des substances âcres ou aromatiques pour dissimuler la fraude. Nous apprendrons à reconnaître celles de ces substances

que l'on rencontre aujourd'hui dans le poivre falsifié : ce sont des poudres de piment des jardins et de piment de Cayenne, de graine de moutarde noire, de feuilles de laurier sauce et plus rarement de graine de maniguette.

Les deux piments (*Capsicum annuum* L. et *C. frutescens* L. *seu fastigiatum* Bl.), bien que de taille fort différente, ayant une structure identique, il nous suffira de décrire l'un d'eux. Nous prendrons pour type le piment des jardins et nous en étudierons le fruit et la graine qui possèdent l'un et l'autre des éléments absolument caractéristiques. La coupe transversale du fruit, perpendiculaire à son axe, montre le péricarpe divisé en trois parties. L'épicarpe est constitué par l'épiderme renforcé par 5 ou 6 couches de cellules collenchymateuses. Les cellules épidermiques ont des parois épaisses, colorées de jaune, et une cavité en forme d'ampoule ; vues de face sur un lambeau arraché à l'aiguille (*pe*, fig. 5, XL, à droite), elles sont nettement polygonales et ont des parois légèrement ondulées. Le mésocarpe fort puissant est parenchymateux ; des faisceaux libéro-ligneux grêles ne comprenant que quelques trachées et des vaisseaux grillagés le sillonnent de bas en haut. Une rangée continue d'immenses cavités juxtaposées, reliées entre elles par une lame mince de cellulose, sépare le mésocarpe de l'endocarpe. La face profonde de ces cavités, fortement bombée, repousse devant elle les éléments de l'endocarpe et contribue ainsi à la formation du réticulum qu'on observe à la face interne du fruit. Au-dessus des parties saillantes, l'endocarpe n'est représenté que par une seule assise de cellules à paroi épaissie ; il montre dans les dépressions des amas cunéiformes de cellules à paroi mince, dont la pointe va rejoindre la cloison séparatrice des vastes cavités superposées et dont la base fait partie de l'épiderme. Si l'on vient à arracher cet épiderme avec l'aiguille et à l'observer de face, il paraîtra formé par des plaques de cellules tabulaires, incolores, à paroi épaisse, sinueuse, brillante, ponctuées (fig. 5, XL, *pe*, à gauche), séparées par des lames anastomosées de cellules à paroi mince renfermant des granules rouges. Ces granules se rencontrent aussi dans toutes les parties du fruit mûr à l'exception des cellules épaissies de l'endocarpe ; ils proviennent de l'altération des grains de chlorophylle et disparaissent avec le temps : le fruit passe successivement du vert au rouge, et du rouge au jaune-brun. Ces granules renferment de l'amidon, ce que démontre l'iode.

La graine est lenticulaire. Le spermoderme est limité extérieurement par une assise de cellules scléreuses très remarquables, dont les parois latérales et profondes, épaissies irrégulièrement, donnent à la cavité l'apparence d'un U plus ou moins surbaissé, car, si les éléments qui siègent sur les bords de la lentille sont énormes, presque carrés, les autres sont d'autant plus aplatis qu'ils sont plus rapprochés du centre. Vus de face, les cellules de cette couche se présentent avec l'aspect figuré en 5, XL, *teg*. Un

parenchyme incolore, de quelques cellules d'épaisseur, constitue le reste du spermoderme. L'amande comprend : 1° un *albumen huileux*, formé par des cellules polyédriques, recouvert par une assise de cellules tabulaires *al*, assez régulières lorsqu'elles sont vues de face ; 2° un embryon courbe dont le volume est trop peu considérable et les éléments pas assez caractéristiques pour en faire une description détaillée.

Pendant la pulvérisation, les trois composants du péricarpe s'isolent en même temps que le spermoderme abandonne l'amande, et chaque partie se réduit en fragments qui, montés dans l'eau, laissent parfaitement distinguer les éléments caractéristiques disposés à plat, c'est-à-dire, les cellules de l'épicarpe, celles de l'endocarpe, enfin, celles qui recouvrent le spermoderme (fig. 5, XL). La matière rouge, avant sa disparition, viendra corroborer les conclusions qui pourront du reste s'établir aussi bien en son absence, tellement sont nets les caractères fournis par les autres éléments.

Nous nous occuperons maintenant de la GRAINE DE MOUTARDE NOIRE qui présente sur une coupe transversale médiane : 1° un spermoderme ; 2° des débris d'albumen ; 3° l'embryon. La structure du spermoderme ne rappelle qu'en partie celle des téguments de la moutarde blanche (p. 286) ; la chose se comprendra facilement si l'on se souvient que la surface de la graine de moutarde blanche est lisse, tandis que celle de la moutarde noire est aréolée. Le spermoderme est limité extérieurement par une sorte d'épiderme formé par des cellules tabulaires, aplaties, complètement incolores, susceptibles de se gélifier dans l'eau ; sa partie moyenne est constituée par de grandes cavités polygonales bornées d'un côté par l'épiderme, de l'autre par de petites cellules à paroi mince et jaune, latéralement par des murs peu épais de cellules cylindriques, de même nature que les précédentes, mais trois fois aussi longues, disposées perpendiculairement à l'épiderme, et qui repoussent cette membrane vers l'extérieur pour former les bords des aréoles. Au-dessous se trouve : 1° l'assise de cellules protectrices, étirées selon le rayon, à paroi épaissie et à cavité en V ; 2° les cellules aplaties limitant intérieurement le spermoderme, que nous avons appris à connaître chez la moutarde blanche ; toute la différence porte sur la matière colorante qui est brune ici au lieu d'être jaune. La constitution de l'albumen et de l'embryon étant aussi identiques dans les deux plantes, je renvoie à ce que 'en ai dit plus haut.

Pendant la mouture, le spermoderme se détachera de l'amande en entraînant le plus souvent l'albumen, qui pourra, il est vrai, se libérer aussi en certains cas. Le spermoderme et l'albumen se réduiront ensuite en petites plaques, tandis que l'embryon se brisera en petits massifs. La poudre (*farine de moutarde*) portée sous le microscope présentera donc (fig. 4, XL) de petites plaques brunes *te*, formées par le spermoderme, d'autres blanches

constituées par l'albumen *tg*, enfin de petits amas jaune verdâtre de petites cellules polyédriques contenant de l'huile *co*, provenant de l'embryon. Les lamelles constituées par le spermoderme sont surtout caractéristiques ; vues par leur face externe, elles laissent voir successivement, en faisant mouvoir la vis micrométrique : les cellules épidermiques *ep*, les cellules dressées limitant les aréoles *cm*, les cellules brunes de la couche protectrice *te*, qui apparaissent comme des éléments polyédriques à paroi également épaisse *ci*. Ces mêmes lamelles, vues par leur face interne, montrent surtout les éléments de la couche protectrice, mais on pourra parfois rencontrer sur les bords les autres éléments isolés. Les cellules de l'albumen *tg*, vues de face, sont polyédriques ; nous avons dit qu'elles restaient parfois fixées au spermoderme, le fait est intéressant à rappeler, car leur présence modifie l'apparence des lamelles tégumentaires lorsqu'elles sont vues par leur face profonde : ces cellules se projettent comme un réseau sur les éléments de la couche protectrice et elles empêchent de distinguer les grandes lacunes de la couche moyenne.

Nous connaissons déjà la composition anatomique de la MANIGUETTE (p. 294), nous passerons donc sans tarder à la description des tissus qui la composent. Le spermoderme, fortement coloré de brun, est limité extérieurement par une assise de longues cellules d'apparence fibreuse, à paroi épaisse, jaune foncé ou brune, à cavité large presque carrée. Immédiatement au-dessous, se rencontre une seconde membrane de cellules allongées, mais beaucoup plus petites et à paroi mince, dont les éléments forment un angle de 90° avec ceux de la membrane périphérique. (Voy. le haut de la figure 6, XL.) Vient ensuite un parenchyme, parcouru par le faisceau du raphé, d'épaisseur variable, mais constituant environ les deux tiers de la masse ; il contient un grand nombre de vastes cellules renfermant une oléo-résine jaune ; les parois minces des cellules qui le composent sont fortement colorées de brun, de même que celles des éléments sous-jacents qui limitent intérieurement le spermoderme. Ceux-ci ont les faces profonde et latérales de leur paroi tellement épaissies, que leur cavité, rapprochée du bord externe, est minuscule. La matière brune y est si abondante qu'elles ne sont visibles, comme le reste du tégument, que sur des coupes extraordinairement fines, éclaircies par la potasse bouillante. Les cellules du périsperme sont gorgées de grains d'amidon sphériques de 3 μ environ de diamètre et ressemblent, à s'y méprendre, sur des coupes (fig. 6′, XL), à celles du même tissu du poivre ; mais, lorsqu'elles sont isolées par le choc, elles s'en distinguent nettement par leur longueur trois fois plus considérable et leurs terminaisons acuminées permettant une sorte de feutrage, ce qui explique l'apparence qu'elles revêtent dans les coupes lorsqu'elles sont massées. Les cellules de l'albumen et de l'embryon sont beaucoup plus petites, polyédriques

et renferment un contenu jaune constitué par des matières protéiques

Par la pulvérisation, le spermoderme abandonne l'amande et se divise en deux parties par rupture des petites cellules à paroi mince de la seconde couche, puis, chaque partie est réduite en fragments. Les cellules amylacées du périsperme s'isolent ou ne restent groupées qu'en petits massifs formés par 2-3 éléments; certaines se brisent et se vident de leur contenu. Enfin, l'albumen et l'embryon se fragmentent en petites masses jaunâtres. La poudre examinée au microscope montrera donc : 1° des plaques brunes constituées par les cellules fibreuses superficielles du spermoderme accompagnées parfois des cellules minces sous-jacentes (fig. 6, XL); 2° des plaques brunes ou noires opaques, formées par la partie profonde du spermoderme, dans lesquelles on peut cependant retrouver avec quelque bonne volonté un petit nombre de cellules à oléo-résine ; 3° quelques trachées brisées ; 4° les éléments de la graine que nous avons suffisamment décrits. Sont caractéristiques de cette poudre et s'y retrouvent très facilement : 1° les cellules périphériques, fibreuses, du spermoderme ; 2° les longues cellules amylifères du périsperme.

Les FEUILLES DU LAURIER SAUCE (*Laurus nobilis*, L.) sont normales; leur parenchyme est bifacial ; elles sont remarquables par l'abondance des fibres péricycliques qui entourent complètement leurs gros faisceaux, l'épaississement et la lignification des parois des cellules du parenchyme ligneux ornées de ponctuations cruciformes, enfin, par la présence dans toutes leurs parties de cellules sphériques remplies d'huile essentielle. Par la pulvérisation, les faisceaux du pétiole et des grosses nervures abandonneront les parties molles et se briseront, non seulement transversalement, mais aussi longitudinalement selon leurs lignes de moindre résistance, en fragments dont la constitution sera fort variable (fig. 3, XL, *p*, *b flb*) ; ces fragments se reconnaîtront toujours à leur aspect blanc éclatant et au volume de leurs composants. Les petites nervures entraîneront avec elles les parties du parenchyme qui les environnent, donnant naissance ainsi à de petites lames verdâtres sillonnées par des lignes incolores, épaisses. Enfin, le reste du parenchyme se divisera en fragments, lamelleux pour la plupart, et parmi ceux-ci certains contiendront tous les éléments de ce parenchyme, tandis que les autres n'en présenteront que des portions : tantôt l'épiderme *cp*, tantôt le mésophylle glanduleux *m*, *gl*, etc., etc. Cette poudre sera caractérisée nettement par la présence de la chlorophylle et aussi par la masse considérable des fragments de faisceaux libéro-ligneux dont les éléments volumineux et incolores ne se retrouvent point dans le poivre [1].

1. Appelé pendant l'impression de ces lignes à m'occuper de nouveau de la question des poivres, j'ai constaté, avec mon collaborateur Valère Bonnet, que les falsificateurs tendaient actuellement à substituer au grignon d'olives les poudres de coquilles de noix et de

Le premier examen des poudres de poivre se fera dans l'eau ou dans la glycérine. Il sera renouvelé trois fois sur des préparations faites : la première dans le réactif iodé pour mettre l'amidon en évidence ; la seconde, dans la fuchsine ammoniacale qui colorera, par exemple, les éléments scléreux du poivre et ne se fixera pas sur ceux du grignon d'olives ; la troisième, dans la potasse que l'on portera à l'ébullition afin d'éclaircir les plaques brunes et d'en faciliter l'analyse.

THÉ.

La marche à suivre dans la recherche des falsifications du thé, dues soit à l'addition, soit à la substitution de feuilles quelconques à celles du *Thea Chinensis*, consiste à rendre à la substance sa consistance primitive, puis à en étudier les caractères morphologiques et anatomiques. Pour cela, on versera de l'eau bouillante sur la matière et on maintiendra le tout à 80° pendant 2 h. environ, ou mieux, on immergera la prise pendant une journée, dans la liqueur alcaline glycérinée, après quoi on étalera les feuilles sur une lame de verre et l'on séparera toutes celles qui ne présentent pas le faciès des feuilles de thé. Il est possible que ce premier examen, sur lequel je n'ai pas à insister, indique nettement la nature de la falsification. Dans le cas contraire, ou même pour contrôler le premier diagnostic, on portera la feuille suspecte sous le microscope. Comme il est indispensable de traiter exactement tous les échantillons de la même façon, sous peine de n'avoir rien de comparable, on enlèvera dans tous les cas les deux épidermes de la feuille et l'on fera une coupe tranversale du limbe passant par le tiers inférieur de la nervure médiane de façon à obtenir à la fois la structure de cette nervure et celle du parenchyme. On comparera ces préparations avec d'autres semblablement obtenues d'un échantillon type de thé.

La structure des feuilles de thé est caractéristique et ne varie pas sensiblement dans les diverses espèces commerciales. L'épiderme supérieur est glabre, dépourvu de stomates, lisse, sans saillies de cuticule. Les éléments de l'épiderme inférieur sont beaucoup plus vastes que ceux de l'épiderme

noisette et aussi la farine de sarrasin. L'usage de poudre de coquilles introduit dans le poivre des cellules scléreuses un peu plus petites que celles du grignon, mais se distinguant des sclérites du poivre par les mêmes caractères. La farine de sarrasin est reconnaissable à ses cellules gorgées de grains d'amidon polyédriques (fig. 20, III) et a de petits sclérites fibreux provenant du fruit. L'addition de fécules est du reste une pratique courante et la fécule de pomme de terre se rencontre plus souvent que toute autre dans le poivre. On emploie souvent aussi des épluchures de pomme de terre réduites en poudre : des cellules subéreuses brunâtres, nettement polyédriques, rattachées à des éléments renfermant quelques granules piriformes d'amidon de pomme de terre (fig. 7, XL) indiqueront cette fraude.

supérieur, leur contour est légèrement sinueux; on rencontre au milieu d'eux de nombreux stomates bordés de trois annexes, et des poils monocellulaires droits ou légèrement sinueux, à paroi épaisse, implantés au milieu de petits groupes de cellules rayonnantes. Le parenchyme en palissade occupe la moitié du mésophylle ; il comprend deux rangs de cellules, mais les éléments du second rang sont courts, presque carrés. Le contenu de toutes les cellules est brunâtre. D'immenses cellules scléreuses ramifiées traversent de part en part le mésophylle pour s'appuyer à la fois sur les deux épidermes. Les feuilles parfaites des Camelia présentent seules, parmi celles qui servent à falsifier le thé, des cellules semblables, mais encore celles-ci ne traversent-elles pas complètement le mésophylle, et d'un autre côté l'examen morphologique ne permet pas la confusion. Donc, sauf pour ce cas et aussi pour les feuilles de *Phylliræa angustifolia* qui, dit-on, ont été rencontrées récemment dans du thé, on pourra procéder à un essai sommaire consistant dans la recherche de ces éléments ; la feuille ramollie sera grattée avec le scalpel et entamée de plus en plus profondément jusqu'à ce qu'elle soit perforée ; la pulpe attachée à l'instrument, étant divisée dans une goutte d'eau, laissera facilement percevoir, si l'on a opéré sur le thé, les grandes cellules scléreuses nettement isolées. On a aussi signalé à la surface de petites glandes monocellulaires, brièvement pédonculées, contenant de l'huile essentielle; elles seraient surtout abondantes sur les bords, mais elles sont difficiles à retrouver sur les feuilles sèches.

La nervure médiane fait saillie des deux côtés du limbe ; elle présente du collenchyme sur ses deux faces libres. L'appareil circulatoire y est plongé dans un tissu caverneux parcouru par les sclérites caractéristiques. Le bois et le liber, disposés en arc, sont entourés de tous côtés, ou peu s'en faut, par un péricycle épais, formé de fibres ponctuées, lignifiées, polygonales et à cavité large. Le liber entièrement mou contient des macles d'oxalate. Les trachées du bois sont disposées en files séparées par des rayons parenchymateux ne comprenant qu'un seul rang d'éléments.

L'analyse microscopique des thés faite d'après les procédés scientifiques actuels a été entreprise à Nancy, en 1883, par M. Brunotte. C'est dans le travail de cet auteur, une thèse de pharmacie, que nous avons puisé les éléments du tableau suivant; il résume ses recherches, indique les principales espèces qui servent à la falsification du thé et donne les moyens de les déterminer en suivant la marche que nous avons indiquée plus haut et en s'inspirant des principes généraux exposés à la page 296.

- manquent sur les deux faces de la feuille *parfaite*. Cristaux
  - en macles ou en tables rhomboïdales. Péricycle fibreux annulaire. Faisceaux libéro-ligneux
    - en arc presque fermé ..... *Populus tremula.*
    - groupés en trèfle ..... *Populus nigra.*
  - en raphides. Système libéro-ligneux ouvert ..... *Epilobium angustifolium.*
  - nuls. Glandes monocellulaires éparses ..... *Laurus nobilis.*
- se rencontrent sur la face inférieure seulement. Ils sont
  - monocellulaires. Leur surface est
    - hérissée de petits tubercules. Système libéro-ligneux fermé. Epidermes striés ..... *Æsculus Hippocastanum.*
    - lisse. Les cellules en palissade sont disposées sur
      - un rang. Système libéro-ligneux fermé ..... *Fagus sylvatica.*
      - deux ou plusieurs rangs. Cellules sclérreuses dans le mésophylle
        - existent. Le parenchyme en palissade forme
          - le tiers de l'épaisseur de la feuille; il comprend 2-3 rangs d'éléments. Le liber est dépourvu de cristaux. *Camelia japonica.*
          - la moitié de l'épaisseur de la feuille; il ne comprend que 1-2 rangs de cellules; les éléments du second rang très courts. Macles d'oxalate dans le liber ..... *Thea chinensis.*
        - manquent Un péricycle fibreux en arc
          - manque ..... *Camelia japonica jeune.*
          - existe. L'épiderme supérieur
            - est plus épais que l'inférieur ..... *Rosa canina.*
            - égale l'inférieur ..... *Malus communis.*
  - Pluricellulaires. Le système libéro-ligneux est
    - fermé. Pas de cristaux dans le liber ..... *Quercus pedunculata.*
    - ouvert. Cristaux dans le liber ..... *Prunus Mahaleb.*
- aux deux faces de la feuille. Les poils sont
  - tous de même forme :
    - monocellulaires ou unisériés. Leur base est
      - scarieux. Fibres rameuses dans le parenchyme ..... *Olea Europæa.*
      - enchâssée dans une concrétion de CaO, CO^2 ..... *Lithospermum officinale.*
      - nue. Système libéro-ligneux
        - fermé, poils cotonneux ..... *Salix Capræa.*
        - ouvert; péricycle
          - lignifié ..... *Cratægus oxyacantha.*
          - non lignifié ..... *Prunus spinosa.*
  - les uns lymphatiques, les autres glandulifères. Les cristaux
    - manquent Stomates
      - sur les deux épidermes. Système libéro-ligneux ouvert ..... *Veronica officinalis.*
      - à la face inférieure seulement. Système libéro-ligneux fermé ..... *Fraxinus excelsior.*
    - existent; ils sont
      - pulvérulents ..... *Sambucus nigra.*
      - en raphides ..... *Epilobium hirsutum.*
      - en macles ou en tables rhomboïdales. Système libéro-ligneux ouvert. Péricycle
        - lignifié ..... *Ulmus campestris.*
        - cellulosique ..... *Fragaria vesca.*

CACAO ET CHOCOLAT (fig. 20-23, pl. XXXIX).

La graine du *Theobroma cacao* (Büttnériacées) se compose d'un spermoderme brunâtre et d'une amande violacée constituée par un embryon volumineux.

Le spermoderme, que l'on désigne dans le commerce par le nom de *coque*, se divise lui-même en un testa papyracé brunâtre et un tegmen très fin, incolore ou jaunâtre, qui pénètre par endroits dans la substance des cotylédons en les partageant en plusieurs lobes. Isolée mécaniquement, la coque abandonne à l'amande les parties du tegmen engagées dans les cotylédons, mais en retient toutes les autres portions, de telle façon que la coupe transversale de la coque, ramollie dans l'eau, nous donnera la structure des composants du spermoderme. Le tégument externe (fig. 20) est formé par un massif parenchymateux assez puissant *p*, parcouru par des faisceaux libéro-ligneux *lb;* il est divisé nettement en deux parties inégales par une membrane continue de cellules scléreuses *cs*, plus ou moins régulièrement épaissies, et est protégé extérieurement par un épiderme cuticularisé *ep*. La plupart de ses éléments sont vides, sauf quelques vastes cellules situées dans la région profonde dans lesquelles on rencontre un mucilage jaunâtre lorsqu'on examine dans la glycérine des coupes prises sur des coques sèches. Le tegmen, vu en coupe, accolé au testa, est également parenchymateux, mais il ne comprend qu'un petit nombre de cellules aplaties *tg*. Il est beaucoup plus intéressant à étudier de face sur un lambeau pris entre les lobes des cotylédons. Si l'on monte un de ces lambeaux dans l'eau ou la glycérine neutre, il laisse voir dans les cellules : 1° de petits cristaux aciculaires que l'on dit être formés par de la théobromine ; 2° des octaèdres d'oxalate de chaux ; 3° de petites masses réfringentes constituées, à ce que l'on prétend, par des cristallisations d'acides gras. Ayant examiné ces masses avec soin, j'ai trouvé que les unes étaient formées par des plaques losangiques, d'autres par de petits sphéro-cristaux isolés laissant distinguer dans leur intérieur des aiguilles rayonnantes, d'autres enfin par des agglomérations de plaques et de sphéro-cristaux groupés en macles ou en choux-fleurs. On distinguera encore à la surface du testa de petits poils massifs (*cm*, fig. 22) renfermant une matière brunâtre. Ces organismes ont intrigué longtemps les naturalistes ; ce sont bien des poils et la preuve en est fournie par ce fait que cette forme, peu commune dans le reste du règne végétal, est fréquente tout au contraire chez les Malvoïdées. On les distingue par le nom de *corpuscules de Mitscherlich* pour faire honneur au savant qui les a découverts.

La masse de l'amande est constituée (fig. 21) par de petites cellules polygonales renfermant du beurre de cacao *cg*, à l'état d'émulsion, et quelques granules d'amidon sphériques ou elliptiques *am*, ayant 5μ environ de diamètre. On y rencontre encore, çà et là, des cellules *mc*, remplies d'une matière violette ou brun-rouge que la potasse rend vert-émeraude, l'acide sulfurique rouge-sang. Ces cellules sont isolées, groupées en petits massifs ou en files; c'est à leur présence que l'amande doit sa coloration violacée.

On fait commerce du spermoderme concassé sous le nom de *thé de cacao*. On vend aussi du cacao pulvérisé. Ce dernier, devant être constitué par de la poudre d'amande, ne doit présenter au microscope que les éléments de celle-ci et quelques fragments du tegmen reconnaissables à la présence des corps de Mitscherlich. Cependant, cette poudre est bien souvent additionnée des amidons les plus divers que l'on pourra reconnaître en suivant la marche que nous avons donnée à la page 93. Parmi ces fécules, celle du riz se rapproche plus que les autres de celle du cacao ; on la reconnaîtra cependant à la forme polyédrique de ses grains et, aussi, parce que ces grains se présenteront en grand nombre et non enclavés dans les cellules. Les matières colorantes, telles que les ocres, ajoutées pour dissimuler la fraude, les substances minérales employées pour donner du poids, seront dévoilées par la présence dans la poudre de particules opaques, anguleuses, sans trace de structure.

La majeure partie du cacao est consommée en France sous forme de chocolat. Cette matière alimentaire devrait être un simple mélange de poudre de cacao, de sucre et d'une petite quantité d'aromates, mais le bas prix auquel est tombé ce produit engage trop le fabricant à y introduire des substances moins chères : l'addition de fécules à la pâte est une opération courante ; celle de poudre de coque, de tourteau d'amandes douces et d'arachides se rencontre assez fréquemment ; la présence de sciure de bois a été signalée, mais est peu commune.

Pour savoir si un chocolat est pur, il suffit de le gratter avec un couteau et d'examiner dans l'eau la poudre ainsi obtenue. Cependant, il est prudent de traiter au préalable la poudre par l'éther pour la débarrasser du corps gras qui, en empêchant l'eau de mouiller les particules, pourrait en rendre l'observation moins facile; mais cette pratique n'est pas indispensable.

Le chocolat de bonne qualité, traité par l'eau, ne devra présenter que des fragments de l'embryon et du tegmen, et, du reste, ceux-ci ne seront point suffisamment altérés par les manipulations pour n'être point reconnaissables. On rencontrera aussi au milieu d'eux quelques parties colorées de brun, irrégulières : ce sont des morceaux de la vanille qui a servi d'aromate.

Rien n'est plus facile que de constater l'addition des FÉCULES : notre figure 23

représente une préparation que nous avons obtenue avec un chocolat contenant à la fois de la fécule de blé (*bl*) et de l'amidon de Légumineuses (*lg*).

La présence de COQUE sera dévoilée (fig. 22) par la rencontre de grandes cellules brunes, arrondies ou polygonales, vides de toutes matières, *p*, et surtout par celles de trachées et de petites cellules scléreuses allongées *cs*, qui sont bien plus caractéristiques et par conséquent plus faciles à trouver que les éléments précédents.

Les cellules des cotylédons de l'AMANDE DOUCE ressemblent assez bien à première vue à celles des cotylédons du cacao, mais la distinction en sera néanmoins facile, car les granulations qu'on y rencontre ne sont point formées par de l'amidon, mais par des grains d'aleurone renfermant des cristalloïdes. L'action de l'iode révélerait la fraude si le spermoderme ne fournissait des éléments tellement caractéristiques qu'il devient impossible de laisser échapper la falsification : ce sont d'immenses cellules scléreuses ponctuées ou réticulées, arrondies ou ovoïdes, dont le diamètre peut atteindre un tiers de millimètre. Ces cellules se brisent facilement, il est vrai, mais leurs fragments sont bien reconnaissables ; ils seront généralement accolés à des massifs de petites cellules brunes, régulièrement polygonales, qui forment la masse du spermoderme, tandis que les cellules scléreuses n'en constituent que le revêtement.

L'addition de TOURTEAU D'ARACHIDES apportera dans la masse deux éléments particuliers : 1° les cellules des cotylédons plus larges que celles des cotylédons du cacao, renfermant comme elles de l'amidon en granules. Ces grains de fécule sont tous sphériques et fort inégaux, mais la plupart sont au moins deux fois aussi volumineux que ceux du cacao ; 2° les cellules scléreuses superficielles du spermoderme qui sont polyédriques, gorgées d'une matière brun jaunâtre. Vues de front par leur face externe, ces cellules présentent des ponctuations allongées ; met-on au point leur partie médiane, elles montrent une paroi dentelée, dont les découpures sont envahies par le contenu brun de la cellule : je ne puis mieux comparer le faciès tout particulier de la cavité de ces éléments qu'à l'utérus dendritique du tæni inerme.

Nous n'avons point besoin d'insister sur la composition de la sciure de bois. La présence d'amas de fibres lignifiées dans la masse sera un indice certain de sa présence. On devra éviter cependant de confondre ces fibres avec les végétations fongoïdes et les lichens que l'on voit se glisser souvent entre le spermoderme et l'amande du cacao.

CAFÉ.

Les falsifications du café sont au moins aussi nombreuses que celles du poivre si elles ne le sont davantage. La liste des corps qui ont été substitués

au café est tellement longue que je dois renoncer à la publier. Ce qu'il y a de mieux à faire dans un cas tel que celui qui nous occupe est de se pénétrer des caractères de la substance type et de rejeter impitoyablement toute matière qui ne se conforme pas absolument à celui-ci.

Nous connaissons à fond la structure du café (p. 289, fig. 11-11″, pl. XXXIX et 154-155). Pour être prêts à répondre à tous les cas qui peuvent se présenter, il nous suffira d'ajouter que la torréfaction, tout en brunissant la paroi des cellules et en faisant apparaître des gouttelettes d'huile dans les cellules de l'albumen, ne modifie pas sensiblement la structure des grains et que celle-ci pourrait être apprise aussi bien sur le café torréfié ramolli par l'eau que sur le café vert. Bien plus, la mouture, qui sépare l'albumen du spermoderme, ne produit aucune altération dans les éléments constitutifs de ces organes ; ce fait est bon à retenir pour être utilisé dans l'analyse du café en poudre.

On a vu falsifier le café entier et Vogl rapporte que l'on a fabriqué en grand à Vienne et à Prague des imitations de grains avec une pâte formée de farine de glands et de farine de blé, que l'on moulait. La coloration convenable était donnée au moyen d'une solution alcoolique de résine. Il est bien évident que, dans des cas semblables, le microscope l'emportera de beaucoup en rapidité et en sûreté sur les procédés chimiques.

Les falsifications du café en poudre sont beaucoup plus fréquentes. Pour simplifier les recherches, on étalera la matière à analyser sur une feuille de papier blanc et, l'examinant grain par grain à l'œil nu d'abord, à la loupe ensuite, on en distraira tous les fragments suspects pour les soumettre à l'examen microscopique après les avoir débités en coupes : le volume des cellules, l'état de leur paroi, la nature de leur contenu seront notés avec soin, car ils fourniront les éléments les plus certains de la détermination.

Beaucoup de graines à albumen corné qui sont susceptibles de développer, sous l'influence de la torréfaction, des matières empyreumatiques dont l'odeur rappelle celle du café, ont servi à la falsification de ce produit ; certaines lui ont été totalement substituées. Parmi ces graines, celle du DATTIER est fréquemment employée : l'épaisseur considérable, la résistance énorme des parois des cellules de l'albumen feront immédiatement reconnaître la fraude (fig. 14, 14′, pl. XXIX ; voyez aussi la page 290).

Les graines de LÉGUMINEUSES, et surtout les POIS CASSÉS se rencontrent fréquemment dans le café en poudre. Leur présence sera dévoilée par les grains d'amidon réniformes ou elliptiques à hile allongé (fig. 13, pl. III) que présentent toutes les cellules des cotylédons.

La reconnaissance de l'orge, du blé, du seigle se fera encore par l'intermédiaire des grains d'amidon. Les recherches seront facilitées ici par la rencontre de poils à paroi épaisse, de débris du péricarpe, de

cellules à gluten d'apparence si caractéristique (fig. 9-9″, XL et p. 275).

L'addition de racine de CHICORÉE sera décelée par la présence de fragments anguleux, mous, composés de gros vaisseaux ponctués et de fibres à paroi peu épaisse réunis par du parenchyme s'ils sont formés par des portions de bois (fig. 11, XL); ils montreront des laticifères et des vaisseaux cribleux courant dans un parenchyme incolore s'ils sont formés par des portions d'écorce. La racine de PISSENLIT, que l'on substitue parfois à celle de chicorée, possède des éléments semblables à ceux de cette dernière ; les ponctuations des vaisseaux du bois sont peut-être un peu plus allongées dans le pissenlit.

L'introduction de figues sera dévoilée par la présence de massifs parenchymateux (*pa*, fig. 10, XL) parcourus par des laticifères rameux *la*. Ce parenchyme montre encore de très belles macles d'oxalate de chaux *ox* et d'immenses sphéro-cristaux de saccharose *s*. Ces éléments proviennent du réceptacle qui fournit aussi des poils scléreux de longueur très inégale. Les akènes, en se brisant, se divisent en petites lames jaunes qui, étant vues de face, montrent de petites cellules à contours sinueux, ponctuées de taches minuscules; mais si l'on met au point le centre de ces éléments, leur aspect est tout autre (*cs*, fig. 10, XL) : ils deviennent des cellules scléreuses dont la paroi fort épaisse est traversée par de nombreux canalicules extrêmement grêles. L'endosperme, en se divisant en lamelles, introduit dans la poudre des amas de petites cellules polyédriques granuleuses (*ax*) que l'on peut facilement distinguer.

Les cotylédons du gland (fig. 8, XL) seront reconnus à leurs cellules renfermant de nombreux granules d'amidon arrondis ou elliptiques, simples ou composés, à hile allongé, et par la présence d'une grande quantité de tanin.

FARINE DE BLÉ.

Les éléments figurés de la farine de blé sont des grains d'amidon lenticulaires de volume variable, des granules de substance protéique, des débris des enveloppes, de longs poils provenant du péricarpe et des lamelles constituées par quelques cellules à gluten. Toutes ces matières nous sont connues (V. p. 275) et sont suffisamment caractérisées pour que l'addition de substances quelconques, minérales ou organiques, soit révélée par le microscope. Cet instrument indiquera même très facilement la substitution à la farine de blé d'une farine d'origine différente ; il apprendra aussi quels sont les constituants d'un mélange de farines : l'inspection des grains d'amidon suffit, dans la plupart des cas, pour fournir des conclusions satisfaisantes. (V. p. 93.)

Le problème ne devient très difficile à résoudre que lorsqu'il s'agit de

distinguer la farine du blé de celle du seigle ou de celle de l'orge ; il est même extrêmement difficile de reconnaître des mélanges de ces farines par le seul moyen du microscope. En cette occasion, le chimiste prend le pas sur le micrographe, mais celui-ci n'est pas désarmé pour cela. La préparation du gluten fait-elle soupçonner un mélange de seigle ou d'orge à la farine de blé, on étale l'échantillon sur un papier et on en sépare au moyen de la loupe toutes les parties colorées de la farine et surtout tous les débris des enveloppes. On montera une partie de ces débris dans de la glycérine ou de l'eau, de façon à les voir soit par leur face supérieure, soit par leur face inférieure. Les autres débris serviront à l'obtention de coupes transversales et longitudinales, mais il faudra avoir soin de déterminer au préalable par une coupe d'essai l'orientation des éléments dans chacun d'eux. On fera aussi des préparations de farine brute et l'on notera sévèrement toutes les particularités qu'en présenteront les éléments. On achèvera les opérations par la mensuration des grains de fécule.

Ces pratiques sont fondées sur les caractères distinctifs des trois fruits. Les enveloppes du blé et du seigle sont absolument semblables : vues de face et par le côté externe, elles montrent des cellules épidermiques à paroi droite ponctuée, mais relativement peu épaisse (fig. 9″, XL); vues de même, mais par la face interne, elles laissent distinguer, entre autres choses, de longues cellules irrégulièrement cylindriques, un peu sinueuses, superposées, mais unies entre elles d'une façon singulière, par une sorte d'articulation. On les a désignées par le nom de *tubes*. Nous ne reviendrons pas sur la disposition des éléments de ces enveloppes vus en coupes longitudinale et transversale ; nous l'avons décrite à la page 275 et représentée dans la figure 9, XL. Nous rappellerons seulement que les cellules de l'endocarpe ont une paroi scléreuse ponctuée *en*, que la couche à gluten ne comprend qu'une seule rangée d'éléments, enfin, que les poils portés par le péricarpe sont allongés, longuement coniques (fig. 9′, XL).

Les enveloppes du fruit de l'orge entraînent toujours avec elles des parties de la balle, et l'épiderme de celle-ci, constitué par des cellules à paroi considérablement épaissies et fortement ondulées, est absolument caractéristique lorsqu'il est vu de face. Il porte aussi des poils excessivement courts faisant à peine saillie à la surface, ressemblant à de petites épines : leur cavité a la forme d'une larme batavique. L'endocarpe de l'orge n'est pas scléreux et, lorsqu'on inspecte le son par la face interne, on n'y distingue aucun tube. La couche à gluten présente presque en tous points trois rangées d'éléments superposés.

Les granules d'amidon se ressemblent beaucoup, nous l'avons déjà fait remarquer à la page 93. Aux caractères distinctifs que nous en avons donnés en cet endroit nous ajouterons que le diamètre des gros granules de

la fécule de blé peut atteindre 40 μ, celui des grains de seigle 50 μ, tandis que celui des grains d'orge ne dépasse pas 30 μ.

Il est bon de rappeler, pour éviter les confusions, que le blé, l'avoine et le riz, renferment des granules d'amidon composés, mais ces corps sont assez rares dans le blé tandis qu'ils sont très fréquents dans l'avoine.

ANALYSE DE L'AIR.

On rencontre dans l'air, en plus des éléments gazeux, des corps solides, de volume variable, tenus en suspension; on leur donne le nom de *poussières atmosphériques.*

Ces corps sont de nature très différente. Il est difficile d'en donner une liste complète, il faut s'attendre à y rencontrer tous les matériaux que l'air peut transporter, et ceux-ci varieront avec les lieux d'origine et la force des courants. C'est ainsi que l'on trouve dans la poussière des appartements des débris de linge, d'habillement et de tenture; dans celle des rues, des textiles, des particules de paille, des débris terreux et des organismes informes; dans celle de la campagne, une abondance de fragments de végétaux. Signalons aussi parmi les poussières si variées que soulèvent les vents à la surface du sol, de véritables cristaux : carbonate et sulfate de chaux, silice, paillettes de mica et silicates divers, etc.; il charrie aussi des granules arrondis, fondus, de fer météorique, des corpuscules noir rougeâtre résinoïdes provenant des fumées d'usines, du duvet d'oiseaux, des écailles de papillons, des pattes d'insectes, des débris d'acariens, des œufs de rhizopodes et des infusoires enkystés. Pour nous limiter, parmi les corps organisés les plus répandus, nous citerons : des grains d'amidon, des grains de pollen; on rencontre fréquemment ceux des Conifères, des campanules, des typha, des spores de lycopode et il faut s'attendre à trouver ces éléments plutôt en été qu'en hiver où ils deviennent presque nuls, plutôt à l'air libre que dans l'intérieur des maisons. Nous trouverons encore des spores de cryptogames, enfin des végétaux complets, mono-cellulaires : des algues, des levûres, des protococcus et des chlorococcus en grand nombre, quelquefois aussi, mais plus rarement, des Diatomées et des Desmidiées (fig. 275). Il y existe également des spores de Bactériacées, mais celles-ci sont trop petites pour être reconnues directement au moyen du microscope; nous dirons plus loin comment on procède pour arriver à en constater la présence.

Pour se faire une idée de la variété de ces corps, il suffira de récolter une petite quantité de poussière à la surface d'un meuble négligé et de l'examiner après l'avoir divisée dans une goutte de glycérine. Cette façon de rocéder peut fournir des données intéressantes, mais devient complètement

insuffisante quand il s'agit d'analyser l'air. En effet, parmi ces corps si divers il en est, comme les germes des champignons, plus particulièrement ceux des moisissures et surtout ceux des Bactériacées qui sont à redouter plus que

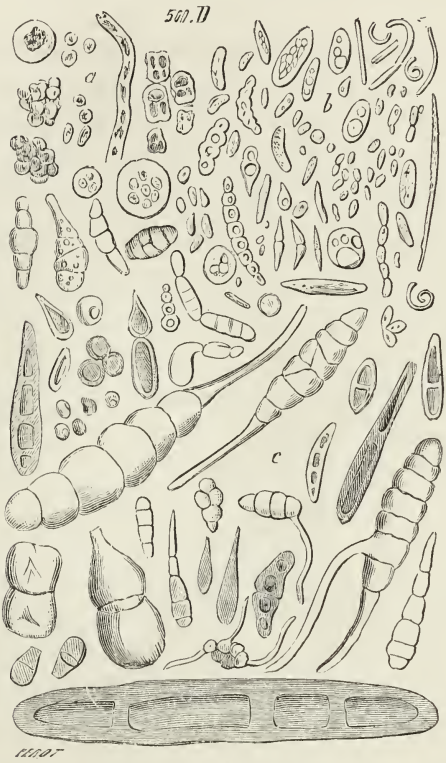


Fig. 275. — Fructifications cryptogamiques qui flottent dans l'air de Paris, d'après M. P. Miquel. (Cliché communiqué par M. le professeur L. Marchand).

d'autres. L'hygiène exige qu'on apprenne à les récolter, à les reconnaître et à les compter. Pour cela deux séries d'opérations complètement distinctes sont nécessaires : les unes s'appliquent aux corps figurés (spores de champignons, etc.), les autres sont particulières aux bactéries qui n'existent jamais qu'à l'état de germes dans l'air.

Récolte et numération des éléments figurés. — Si l'on ne tient pas à compter les particules contenues dans l'air, on se contente de projeter un courant lent de ce gaz sur une lamelle recouverte d'un corps visqueux de façon à ce qu'il s'y brise en abandonnant les corps qu'il retient. Cette lamelle est ensuite portée sous le microscope pour subir l'examen optique.

Si dans l'opération précédente on a eu soin de noter le volume d'air qui a frappé la lamelle, on pourra tirer des conclusions de la numération des corpuscules qui s'y sont attachés. Cette opération sera facilitée par l'emploi d'une lamelle quadrillée. Il est préférable de faire passer une quantité

déterminée d'air dans un volume connu d'un liquide stérilisé, de répartir uniformément le dépôt dans toute la masse et de compter les corpuscules qui y sont renfermés par un procédé analogue à celui qui sert à la mensuration des hématies.

Pour arriver à un résultat satisfaisant, il faut que l'orifice du tube qui amène l'air mesure exactement un demi-millimètre, qu'il soit distant de la lamelle de 3 millimètres, et que son débit ne soit pas supérieur à 20 litres

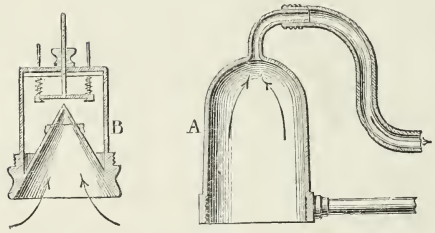


Fig. 276. — Aéroscope de Miquel.

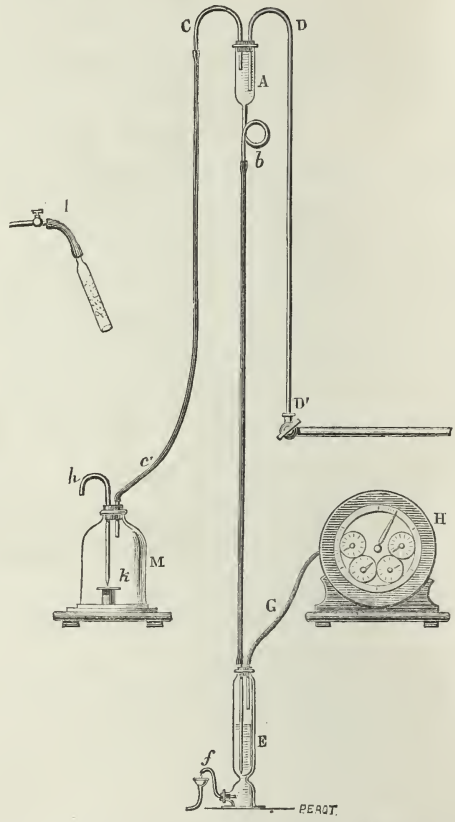


Fig. 277. — Aéroscope de Schœnauer; M, appareil pour la récolte ; A-*f*, diverses parties de la trompe ; G H, compteur. — I, appareil primitif pour la récolte des poussières atmosphériques. Il se compose d'un tube de verre renfermant un tampon de fulmi-coton. Il est fixé sur un aspirateur. On met en liberté les organismes que le fulmi-coton retient en disolvant ce corps dans l'éther alcoolisé.

par heure, ce que l'on peut obtenir facilement en réglant l'aspirateur. L'aéroscope du docteur Miquel (fig. 276) remplit exactement ces conditions : il se compose d'une cloche de cuivre A portant une tubulure supérieure par laquelle on le met en relation avec un aspirateur. Son bord porte un pas de vis sur

lequel se trouve fixé un cône métallique (B) percé d'une fine ouverture. Ce cône est dominé par une potence soutenant un étrier relié lui-même à une vis micrométrique permettant de rapprocher ou d'éloigner à volonté de l'orifice du cône une lamelle de verre de 18 millim. Cette lamelle est retenue par deux rainures peu profondes et porte soit une goutte de vaseline, soit une goutte d'une solution d'une partie de glucose solide dans deux parties de glycérine.

L'appareil de Schœnauer (fig. 278) est plus simple, mais moins portatif : il se compose d'une cloche de verre rodée dont la douille, fermée par un bouchon, livre passage à deux tubes, l'un pour l'arrivée de l'air, l'autre servant à l'appel par l'aspirateur. En face du tube d'arrivée et à distance convenable se trouve la lamelle disposée sur un support ; l'appareil tout entier repose sur une plaque de verre rodée.

Récolte et numération des bactéries. — Ces opérations peuvent se résumer ainsi : recueillir par un moyen quelconque les germes des bactéries, les placer dans des conditions favorables à leur développement et compter les colonies auxquelles elles donnent naissance.

On ne s'adresse plus ici aux aéroscopes ; on a recours ordinairement à des barboteuses dans lesquelles l'air abandonne au passage tous les corps qu'il tient en suspension. A l'aide d'un aspirateur, on fait passer lentement dans un ballon contenant une quantité connue d'eau stérilisée un volume déterminé d'air, puis l'on divise cette eau, soit par gouttes, soit par grammes, entre une cinquantaine au moins de matras renfermant du bouillon nutritif stérilisé. Ces matras ensemencés sont portés dans une étuve à 35° ou 40° et on les y maintient pendant plusieurs semaines pour permettre à toutes les bactéries susceptibles de se développer de le faire. L'opération n'est valable que si les 2/3 au plus des matras se troublent ; on arrive à ce résultat par des tâtonnements, en étendant la liqueur primitive et la répartissant entre un plus grand nombre de flacons. La proportion de ballons contaminés étant rapprochée du volume de l'air auquel elle correspond, permettra de connaître par un calcul simple la quantité de bactéries renfermée dans un mètre cube d'air.

Cette façon de procéder a été critiquée par M. Armand Gautier : on n'est point certain que l'air abandonne bien au liquide toutes les particules qu'il tient en suspension. Ce savant a donc proposé de recueillir les germes au moyen d'appareils ingénieux qu'il appelle *tubes-filtres au sulfate de soude*. Voici la description qu'il en donne : « La partie essentielle de l'appareil se compose d'un tube de verre étroit ouvert aux deux bouts et portant une ampoule conique dont le ventre est en bas ; à un centimètre au-dessous de cette ampoule, le tube se rétrécit en un étranglement presque capillaire. Dans la partie du tube située au-dessous de l'étranglement on place un peu de laine de verre ; on verse dans l'ampoule $0^{gr},1$ environ

de sulfate de soude pur préablement déshydraté en poudre assez fine ; ce sel doit recouvrir toute la partie inférieure élargie du cône. »

L'appareil, ayant été stérilisé après avoir été fermé à la lampe aux deux extrémités, peut se conserver indéfiniment. On le met en usage en faisant traverser le sulfate de soude par un volume déterminé d'air. L'aspiration cessant, on referme les deux extrémités du tube soit à la lampe, soit tout simplement avec de la cire pour isoler le contenu. Pour observer les microbes arrêtés par le filtre, on dissout le sulfate de soude à l'aide d'une pipette renfermant de l'eau stérilisée que l'on fait couler dans l'appareil. La solution est reçue dans un flacon conique dans lequel on a placé 4 à 5 gouttes d'une solution d'acide osmique au centième. Les microbes se rassemblent au fond du flacon, on peut les isoler par décantation et les porter sous le microscope. Pour obtenir des cultures, on répartira la solution entre des flacons contenant du bouillon nutritif.

Cultures sur des milieux solides. — Les procédés que nous venons de décrire donnent des résultats certains et qui semblent à l'abri de la critique. C'est à titre de renseignement que nous parlerons des cultures sur gélatine solidifiée, telles que les pratiquent MM. les docteurs Miquel et Hesse, car on a reconnu que ce mode opératoire est loin d'être aussi sensible que les cultures dans les bouillons. Il a l'avantage d'éviter de longues manipulations et peut donner malgré tout des indications utiles. Le docteur Hesse fait usage d'un tube de 70 centim. de long et de 35 millim. de diamètre, fermé à l'une de ses extrémités par deux capuchons de caoutchouc superposés : l'externe est plein, l'interne est percé au centre d'une ouverture de 1 millimètre. La seconde extrémité du tube est fermée par un bouchon traversé par un petit tube de verre à l'aide duquel il sera relié à un aspirateur. On introduit dans le tube 50 grammes de gélatine peptonisée, on stérilise le tout par la vapeur d'eau à 100°, puis on dispose l'appareil horizontalement et, avant que la gélatine se solidifie, on tourne plusieurs fois l'appareil sur son axe afin de le revêtir totalement d'une mince couche de gélatine. Lorsque celle-ci a fait prise, on enlève le capuchon externe et l'on fait traverser le tube par un courant d'air dont la vitesse d'aspiration ne doit pas dépasser un litre par 3 ou 4 minutes. En agissant ainsi, les germes tombent en totalité dans la première partie de l'appareil, ce qui prouve qu'il n'en a laissé échapper aucun. Avec le temps, les germes vivants se développent et deviennent les centres d'autant de colonies qu'il est facile de dénombrer. Il y a une cause d'échec dans l'arrivée, à l'intérieur du tube, de germes de bactéries qui liquéfient la gélatine et amènent par suite la confusion de toutes les colonies. Les résultats sont encore faussés par la présence de ces moisissures qui ont la propriété de lancer leurs spores ; la diffusion de celles-ci augmente le nombre des colonies.

M. Miquel a modifié ce mode de culture : il fait usage de feuilles de papier bristol vernies à la gomme laque et recouvertes d'une gelée faite avec un litre de bouillon de bœuf neutralisé à la soude et non salé, additionné de 15 grammes de gelée sèche de Caragaheen et de 10 grammes de gélose. Des bandes de ce papier, stérilisé à l'étuve à 110°, sont mises à gonfler dans l'eau stérilisée, puis sont arrosées, à l'aide d'une burette graduée, d'eau ayant servi à recueillir par barbotement les spores. Le tout est porté à l'étuve à 35° et après 4 ou 5 jours chaque germe a produit une colonie. Les bandes sont ensuite plongées dans une solution d'alun, lavées à l'eau bouillie et immergées 30 secondes dans une dissolution d'acide sulfo-indigotique contenant 2 grammes d'indigotine par litre. On lave la feuille à l'eau et on la trempe dans un bain à 1 pour 1000 de permanganate de potasse jusqu'à ce que le fond de la feuille redevienne blanc. On lave le papier à l'eau et on laisse sécher. Les colonies se détachent nettement en bleu verdâtre sur le fond blanc.

Les bactéries les plus communes dans l'air sont, d'après Miquel, les *Micrococcus aurantiacus*, *chlorinus*, *prodigiosus*, *ureæ*, les *Bacterium lineola*, *catenula*, *xanthinum*, *syncyanum*, *æruginosum ;* les bacilles y sont abondants; on n'y rencontre habituellement que deux espèces de vibrions et l'un d'eux est le *Vibrio serpens.*

ANALYSE DE L'EAU.

Dans l'analyse microscopique de l'eau, il y a deux opérations distinctes à faire. Dans la première, on étudie la faune et la flore en s'en tenant aux formes véritablement microscopiques : tout le monde sait qu'une eau qui ne peut nourrir ni poissons ni mollusques, et qui ne contient aucune phanérogame est une eau impropre à l'alimentation. Nous ne pouvons songer à entrer dans l'énumération de tous les habitants de l'eau, il faudrait un volume et encore nous ne serions pas sûr d'être complet. Comment pourrions-nous citer tous les corps qui peuvent tomber accidentellement à l'eau ou qui proviennent de la voirie ou d'industries se débarassant de leurs résidus en les lançant à la rivière? Nous avons eu plusieurs fois à analyser des eaux souillées par des mégisseries, teintureries et lavages de laines, blanchisseries, etc., etc. : l'infection était due à des débris de tissu conjonctif et à des textiles, corps que l'on est peu habitué à rencontrer dans l'eau. Dans la seconde opération, on fait le dénombrement des Bactériacées et des germes de champignons susceptibles de se développer. Nous ferons remarquer que, contrairement à ce que l'on observe pour l'air, les Bactériacées de l'eau se

présentent dans leur état végétatif et sont, par conséquent, parfaitement et directement reconnaissables.

1° Étude de la faune et de la flore. — Est-il nécessaire, avant d'entrer dans le sujet, de rappeler que les vases qui serviront à la prise de l'échantillon seront parfaitement propres et même stérilisés lorsqu'il s'agira de faire

Fig. 279. — Goutte d'eau d'un bassin recevant des eaux pluviales et des eaux de Seine (Thiais, 1879) ; elle est peuplée par des organismes appartenant à différentes familles d'Algues (cliché communiqué par M. L. Marchand).

le dénombrement des microbes ; que la prise devra être faite dans les lieux mêmes où les habitants ont l'habitude de puiser leur eau et en se rapprochant autant que possible des pratiques qu'ils emploient pour se la procurer. En un mot, il ne faut point dénaturer l'échantillon, ou, en quelque sorte, en créer un factice.

Dans un très grand verre à précipité, conique, on versera 2gr, 50 environ d'une solution d'acide osmique au centième et l'on y mêlera peu à peu en agitant avec une tige de verre 100 gr. de l'eau à analyser. Une demi-heure après, on remplira le verre d'eau distillée stérilisée pour modérer l'action colorante de l'acide osmique et l'on abandonnera le tout au repos pendant quelques heures pour permettre la précipitation de tous les corps tenus en suspension. Il est bien évident que pendant toutes les opérations l'on devra se mettre à l'abri des poussières atmosphériques. Par des décantations faites avec méthode, on rassemblera le dépôt dans 2 ou 3 cc. de liquide et on le

portera par gouttes sous le microscope en faisant usage des colorants s'il y a lieu. M. Gérardin, en se fondant sur l'inspection des végétaux contenus dans le liquide, fait six types d'eau. Il part de ce principe que les eaux potables renferment seules des algues vertes et que les eaux non potables sont d'autant plus nuisibles que les Bactériacées qu'elles renferment sont d'une taille plus réduite. Voici l'énumération de ces types.

EAUX	potables (algues vertes)	1° Règne des *Cladophora*	La Vanne, la Dhuis.
		2° — *Zygnema*	La Seine à Port-à-l'Anglais.
		3° — *Rhynchonema*	Le canal de l'Ourcq.
	non potables (algues blanches)	4° Règne des *Hypheothrix* (*Crenothrix*, *Cladothrix?*)	La Seine à Argenteuil.
		5° Règne des *Beggiatoa*	La Bièvre.
		6° — Vibrions	Égouts de quelques établissements classés.

La faune pourrait fournir le fond d'une classification semblable : toute eau riche en infusoires peut être regardée comme mauvaise, car ceux-ci, de même que toutes les Bactériacées ne vivent que dans des milieux chargés de matières organiques : la présence d'euglènes et de monades est surtout significative. La rencontre dans l'eau de certains animaux plus élevés en organisation et celle de leurs œufs (oxyures, anguillules, œufs des tænias et d'autres parasites) doit faire rejeter l'eau.

Nos trois figures 12-13-14 de la planche XL, reproduisent des préparations obtenues par le procédé à l'acide osmique inventé par Certes. C'est le seul convenable pour ce genre de recherches : il tue tous les êtres vivants, n'en laissant échapper aucun, et les précipite au fond du vase. Il permet seul de retrouver les Bactériacées dans l'eau.

2° Numération des bactéries et des germes de moisissures. — Les bactéries se trouvent parfois en nombre formidable dans l'eau. Pour en donner un exemple, nous citerons l'eau de Seine puisée à Bercy qui, sans être des plus recommandables, n'est pas regardée cependant comme non potable, ne renferme pas moins de 4.800.000 bactéries par litre, d'après Miquel.

On diluera dans de l'eau stérilisée une quantité déterminée du liquide à analyser, mais celle-ci sera d'autant plus faible que l'eau sera soupçonnée d'être contaminée plus fortement (des dilutions au 5000e, au 10000e pourront devenir indispensables); en tout cas, cette quantité sera telle que cinquante gouttes de cette eau projetées dans 50 matras différents contenant du bouillon nutritif, y donneront au plus naissance à trente-cinq cas de germination. En comptant le nombre de vases contaminés et sachant d'un autre côté quelle est la dilution de l'eau que l'on a employée, on calculera sans peine le nombre des Bactériées renfermées dans un litre d'eau. M. Miquel agit aussi autrement : il arrose avec l'eau contaminée son papier

gélatineux et il compte les colonies qui se développent à la surface en suivant le procédé que nous avons décrit à propos de l'analyse de l'air.

EXAMEN DES TEXTILES (pl. XXXIX, fig. 8-14).

Cet article est tiré des ouvrages de Vétillart et de Schlesinger qui résument, je le crois du moins, nos connaissances sur la matière. Nous ferons du reste remarquer, comme nous l'avons déjà fait plusieurs fois, que nous ne traiterons pas complètement la question et que nous désirons simplement initier les élèves aux opérations nécessitées par ce genre d'analyse: pour préciser, nous ne parlerons que des textiles d'un usage habituel chez nous, c'est-à-dire de la soie, de la laine, du lin, du chanvre, du coton, du jute. Nous y joindrons la ramie qui est appelée à devenir dans un avenir prochain un textile courant, et l'alfa parce qu'il rentre dans la confection des papiers et que nous aurons bientôt besoin de savoir le reconnaître.

Il suffit de placer sous le microscope quelques filaments du textile, montés dans l'eau ou la glycérine, pour en connaître l'origine : les FIBRES VÉGÉTALES étant formées par des cellules à paroi plus ou moins épaisse se distingueront par la présence en leur milieu d'une cavité plus ou moins large (fig. 8-13); la LAINE dont la structure est beaucoup plus complexe et pluricellulaire sera caractérisée par les cellules épidermiques qui en recouvrent les filaments (fig. 21, XXXVII). La SOIE du *Bombyx mori* (fig. 14,) et toutes les soies, d'une façon générale, ne présentent ni cavité centrale, ni écailles superficielles ; les filaments de ces textiles sont hyalins, plutôt anguleux que cylindriques et partagés en deux longitudinalement par une ligne très fine que l'on peut laisser échapper lorsque l'instrument n'est pas parfaitement au point. Cette ligne marque la jonction des deux filaments produits par le ver, filaments qui s'accolent normalement aussitôt après leur sortie des filières: la preuve en est fournie par ces boucles que l'on rencontre quelquefois sur le trajet des filaments et qui sont formées par les deux fils restés indépendants. Quelques filaments de soie montrent d'autres stries longitudinales, très fines, que l'on peut du reste faire apparaître dans tous les fils par l'action de l'acide chromique étendu.

Il sera bon de contrôler l'examen microscopique par un essai microchimique : la lessive de soude au 10e dissout la laine et la soie tandis que les textiles végétaux lui résistent.

La liqueur de Schweitzer (p. 70) dissout la soie et n'agit sur la laine que pour en rendre les cellules épidermiques plus visibles. L'acide sulfurique

concentré dissout la soie et désorganise la laine, mais sans faire disparaître les éléments de cette dernière.

Certains tissus sont formés par un mélange de ces textiles; la constatation n'en est point difficile, car la confusion est plus apparente que réelle. Pour s'éclairer, il suffit de porter successivement et séparément sous le microscope les fils de la chaîne et ceux de la trame, isolés par le procédé qu'on emploie pour obtenir la charpie. Des difficultés de fabrication s'opposent à ce que l'on prépare des fils formés par un mélange de substances aussi différentes que le sont la soie, la laine et les fibres végétales.

L'opération devient plus difficile lorsqu'il faut déterminer la variété de soie qui entre dans le tissu, le nom de l'animal qui a fourni la laine, la fibre végétale avec laquelle on se trouve en présence.

Les différentes SOIES se distinguent par leur épaisseur variant entre 17 et 52 μ, leur coloration, l'apparence droite ou contournée des fils, enfin, par l'action de la lumière polarisée. J'en reste aux principes, car la soie du *Bombyx mori* dont j'ai donné les caractères plus haut est exclusivement employée en France.

J'en dirai autant des LAINES qui proviennent toutes du mouton. Plus la laine est fine, plus elle est estimée parce que son élasticité est inversement proportionnelle à son diamètre et que les cellules épidermiques par lesquelles se fait l'intrication des filaments sont relativement plus nombreuses chez elle. Les laines grossières (*laine de la jarre*) renferment des cellules médullaires disposées en amas plus ou moins puissants. La longueur des fils de laine varie entre 4 et 32 centimètres, leur épaisseur entre 14 et 60 μ. Les poils du mouton (fig. 21, XXXVII) ont un aspect assez caractéristique pour que leur sophistication par des poils d'une espèce différente saute immédiatement aux yeux: un simple coup d'œil sur notre planche XXXVII en laissera la conviction.

La détermination des FIBRES VÉGÉTALES repose : 1° sur les caractères morphologiques de ces fibres, 2° sur la constitution chimique de leur paroi. Les caractères morphologiques sont fournis : 1° par l'examen de fibres entières et isolées, 2° par la mensuration de leur longueur et celle de leur épaisseur, 3° par l'étude de leur coupe transversale, étude qui complète les notions acquises par la vue de la fibre entière. La constitution chimique est donnée par des réactifs appropriés.

On ne peut juger de la forme des fibres et prendre les dimensions de ces éléments que lorsqu'ils sont isolés. Parmi les textiles qui nous occupent les poils du cotonnier sont seuls indépendants à l'état naturel; les filaments fournis par les autres plantes sont en réalité des faisceaux de fibres sur lesquels il faut absolument faire agir les dissociants pour permettre la mise en liberté de leurs composants. M. Vétillart conseille pour

cela de faire bouillir pendant une demi-heure la prise d'essai dans une solution de carbonate de soude ou de carbonate de potasse à 10 p. 100. La matière est lavée à l'eau distillée au sortir du bain, séchée ensuite, et, finalement, divisée en trois parts destinées à des opérations distinctes. On fait aussi usage d'une solution à 50 p. 100 d'acide chromique impur et encore humide, obtenu par l'action d'un excès d'acide sulfurique sur du bichromate de potasse et, 2° d'une solution aqueuse au 10e de potasse ou de soude, mais l'on s'expose avec ces corps dont l'action est rapide et fort énergique à gonfler et même à altérer totalement les fibres, aussi préférons-nous le procédé de Vétillart. En tout cas, quelques-uns des filaments traités par les dissociants seront portés sur une lame à la surface de laquelle on aura déposé une goutte d'eau et, les maintenant dans le liquide avec l'index de la main gauche, on en isolera les éléments au moyen de l'aiguille droite courant parallèlement à la direction des fibres. Malgré tous les soins apportés à l'opération, les préparations ne renfermeront jamais qu'un petit nombre d'éléments entiers et parfaitement isolés. L'on a toujours une certaine peine à reconnaître les éléments libres au milieu des fibres non dissociées : l'examen de ces fibres isolées est incontestablement la partie la plus difficile de l'opération. L'observation des extrémités des éléments sera faite avec une attention particulière et l'on notera avec soin le volume de la cavité médiane. Les dimensions seront prises par les procédés micrométriques que nous avons exposés à la page 53 ; les mensurations seront répétées pour obtenir des moyennes.

Pour préparer des coupes transversales de fibres, on rassemblera un certain nombre de filaments et, les ayant disposés bien parallèlement, on en fera de petites bougies paraffinées (V. p. 38) qui, étant montées après refroidissement dans la moelle de sureau, se laisseront facilement sectionner. Les coupes seront vues dans l'eau ou la glycérine, les fibres étant prises dans l'encollage qui maintient les filaments verticaux par sa large surface.

Les parois des fibres textiles sont formées par de la cellulose pure ou plus ou moins incrustée de lignose ; quelques-unes possèdent une membrane mitoyenne lignifiée et des couches propres cellulosiques (chanvre) ; ces faits sont faciles à constater par l'action des réactifs caractéristiques de la cellulose (p. 69) et de la lignose (p. 71). Pour obtenir des résultats comparables, on se borne ordinairement à l'emploi de quelques-uns de ces réactifs. Le traitement de beaucoup le plus usité consiste à faire agir successivement sur les fibres la solution iodée-iodurée (p. 43) et l'acide sulfurique de Vétillart (p. 70) : sous leur influence la cellulose se teint en bleu pur ou en violet-lie de vin, la lignose en jaune. Pour être certain de réussir, il faut se plier absolument au mode opératoire que nous avons donné à la page 70. Il faut ajouter aussi que l'action de l'acide ne se fait

pas sentir sur toutes les fibres avec la même rapidité et que la coloration se fait parfois attendre un quart d'heure et plus. Après deux heures de contact avec l'acide, la fibre s'altère et se décolore. On fait aussi usage : 1° du réactif de Schweitzer (p. 70) qui dissout la cellulose, gonfle les fibres partiellement lignifiées, mais est sans action sur celles qui le sont complètement ; 2° de la solution aqueuse de sulfate d'aniline qui colore les fibres lignifiées en jaune foncé, et cette teinte s'accentue encore si on traite la préparation par l'acide sulfurique dilué (p. 72). Les fibres qui se colorent en bleu par l'iode et l'acide sulfurique sont très longues, élastiques, elles supportent les lavages et sont éminemment propres à la confection de tissus servant à l'habillement ; les fibres lignifiées sont courtes, cassantes, ne peuvent se laver ; on les réserve pour la fabrication de tentures ou celle de toiles d'emballage.

Pour tirer parti des colorants, on doit les faire agir sur des fibres isolées, sur des filaments à l'état naturel et aussi sur des coupes transversales.

L'iode et l'acide sulfurique appliqués aux filaments entiers nous permettent de diviser les textiles qui nous intéressent en quatre groupes :

1°	Filaments se colorant en bleu ou en violet.....	Lin, coton, ramie.
2°	— — vert.....	Chanvre.
3°	— — jaune.....	Jute.
4°	— présentant des parties vertes et jaunes..	Alfa.

Les filaments de la première section se distingueront entre eux par leur forme, leur longueur, l'état de leur extrémité, l'aspect de leur coupe transversale ; mais, pour éviter les redites, énumérons plutôt les caractères de chacun de ces textiles.

Les fibres péricycliques du LIN (fig. 8) sont nettement polyédriques et leur paroi fort épaisse laisse parfaitement distinguer ses stries d'hydratation (*c*). Leur corps présente parfois de légères nodosités et leurs terminaisons sont effilées, longuement coniques (*a*). Elles mesurent 4 cent. de longueur et 25 μ de largeur dans leur partie médiane. L'iode et l'acide sulfurique colorent la paroi en bleu et le contenu des fibres *non blanchies* en jaune ; l'action, en se faisant sentir avec plus de force en certains points de la paroi, y cause l'apparition de taches cruciformes bleues, se détachant bien sur le fond par leur coloration plus intense. Le réactif de Schweitzer gonfle irrégulièrement, mais fortement, ces fibres, dans lesquelles le sulfate d'aniline indique un commencement de lignification.

Les poils qui constituent le COTON (fig. 11) peuvent atteindre 5 cent. de longueur, tandis que leur diamètre transversal varie entre 11 et 37 μ pour cette raison que ces organismes possèdent une extrémité longuement conique, mais se distinguant de celle du lin par sa terminaison arrondie (*a*).

Leur corps (*b*) est contourné sur lui-même ; il ressemble à un ruban qui serait bordé par deux ourlets. L'explication de cette apparence est fournie par la coupe transversale (*c*) qui montre les filaments aplatis et recourbés sur les bords. L'iode et l'acide sulfurique colorent inégalement ces poils les uns en bleu, les autres en violet-lie de vin et font aussi apparaître quelques granules jaunes dans leur cavité. Le réactif cupro-ammoniacal gonfle, puis dissout ces poils en laissant un léger résidu qui est constitué par la cuticule.

La RAMIE est constituée par les fibres péricycliques du *Bœhmeria utilis* (fig. 13) qui sont caractérisées par leurs formes très variables chez le même individu ; elles sont irrégulièrement polygonales et leur cavité fort inégale est beaucoup plus large que dans les deux espèces précédentes. Leur longueur considérable est comprise entre 8 et 22 cent. ; leur largeur varie peu : elle mesure en moyenne 15 μ, ce qui se comprend bien lorsqu'on connaît leurs terminaisons obtuses (*a*). L'iode et l'acide sulfurique les colorent en bleu ou en violet et font apparaître quelques granules jaunes dans leur intérieur. Le réactif de Schweitzer les gonfle énormément et le sulfate d'aniline n'y indique pas de traces de lignification.

Les fibres péricycliques du CHANVRE (fig. 9) ont 2 cent. de longueur et de 10 à 28 μ de largeur. Leur contour est polyédrique, fort irrégulier ; il présente même parfois des angles rentrants (*c*). Leurs extrémités sont amincies, mais arrondies ou spatulées à la pointe (*a*). Leur cavité est souvent aplatie, arquée ou triangulaire. Vues de face, elles montrent toujours des stries parallèles au grand axe. Par l'action de l'iode et de l'acide sulfurique les filaments se colorent en vert ou en jaune sale, tandis que les cellules isolées peuvent se colorer en bleu pur, ce qui s'explique par la lignification de la lamelle mitoyenne qui a disparu de la surface des fibres mises en liberté par les dissociants. Les coupes transversales colorées (*d*) montrent la lamelle mitoyenne teinte de jaune-brun et le corps de la fibre de bleu ou de violet. Le réactif cupro-ammoniacal gonfle fortement ces éléments et les dissout partiellement. Le sulfate d'aniline leur donne une coloration plus ou moins intense.

Le JUTE (fig. 12) est fourni par les fibres libériennes des *Corchorus olitorius*, *capsularis* et *fuscus* (Tiliacées). Ces fibres sont très régulièrement polygonales (*c*). L'épaississement fort inégal de leur paroi qui fait varier considérablement la largeur de leur cavité est caractéristique (*b*). Leur longueur ne dépasse pas 4 mm. et leur largeur varie entre 10 et 30 μ. Elles se terminent par une pointe conique (*a*) souvent arrondie ou en pointe de sabre, mais qui est parfois fort irrégulière. Le sulfate d'aniline, l'iode et l'acide sulfurique les colorent fortement en jaune.

L'ALFA (fig. 10), produit par le *Stipa tenacissima* (Graminées), est constitué

par un mélange de fibres entièrement lignifiées et de fibres cellulosiques réunies par des lamelles mitoyennes lignifiées. Cette connaissance rend compte du mélange de vert et de jaune que l'on obtient lorsqu'on traite des filaments entiers par l'iode et l'acide sulfurique. La longueur des fibres est voisine de 1 mm. 5 ; leur largeur ne dépasse pas 8 μ. Leur forme est à peu près polyédrique (*c*) ; leur paroi est fort épaisse et leur terminaison est longuement acuminée (*a*).

On fabrique avec les fibres végétales un certain nombre de tissus mixtes dans lesquels les fils de la trame ne sont point composés par la même matière que ceux de la chaîne. La marche à suivre dans ce cas est la même que celle que nous avons indiquée pour l'analyse d'un mélange de textiles végétaux et animaux.

Si l'on se trouvait en présence de fils mixtes, ce qui est rare du reste, on préparerait des coupes transversales de ces fils, et, les ayant colorées, on ferait sur elles le dénombrement exact des fibres de chaque sorte qui les composent. Un calcul simple donnerait ensuite la proportion en centièmes de chaque textile.

EXAMEN DES PAPIERS.

L'étude que nous venons de faire des divers textiles peut être utile aussi pour l'analyse des papiers qui sont fabriqués soit avec des chiffons, soit avec de l'alfa, de la paille, des fibres ligneuses dissociées chimiquement ou mécaniquement. Bien qu'on ait avancé le contraire, les éléments constitutifs du papier se présentent ordinairement dans celui-ci en assez bon état pour être parfaitement déterminés au moyen du microscope ; quelques-uns seulement sont effilochés et méconnaissables, la plupart se reconnaîtront sans le concours d'aucun adjuvant ; en tout cas, l'emploi des colorants et des réactifs caractéristiques de la cellulose et de la lignose permettra la distinction des diverses fibres végétales mises en usage. Nous n'avons pas besoin de revenir sur les caractères des principaux textiles qui nous sont familiers depuis la manipulation précédente. Tout expert qui aura fait une fois l'analyse consciencieuse du chaume des Graminées au moyen de coupes transversales et longitudinales ne se trouvera pas embarrassé lorsqu'il rencontrera dans le papier les éléments de la paille. Les composants du bois (fibres, vaisseaux, parenchyme, rayons médullaires) nous sont trop connus pour que nous croyions utile de les décrire à nouveau. Le kaolin, le carbonate de chaux, le sable, les sulfates de chaux, de baryte, de plomb, ajoutés comme charge seront aussi décelés par le microscope : cet instrument les montre comme des grains anguleux plus ou moins opaques généralement isolés lorsqu'ils sont volumineux, réunis en amas nuageux quand ils sont fort ténus.

Les bonnes préparations ne sont point difficiles à obtenir : le papier qui a trempé pendant une demi-heure dans l'eau se laisse toujours dissocier sans peine au moyen des aiguilles. On agira sur de petits carrés de papier ayant au plus 3 ou 4 millimètres de côté et la dissociation s'en fera sur la lame portant une goutte d'eau. C'est ce procédé qui nous a permis de représenter dans les figures 17-19 de notre planche XXXIX les éléments constitutifs de cinq papiers très différents. Les légendes qui les accompagnent donnent les noms des corps que nous avons pu déterminer dans chacun d'eux.

FIN

INDEX ALPHABÉTIQUE

A

Aberrations, 5.
— de forme, 6.
— de réfrangibilité, 6.
— de sphéricité, 5.
Acescence (maladie de l'), 460.
Acétate de cuivre, 86.
Acétate de peroxyde de fer, 81.
— de potasse, 45, 374.
— de rosaniline, 72.
Achromatisme, 6, 16.
Acide acétique, 42.
— azotique, 43.
— formique, 44.
— hippurique, 445.
— osmique, 44, 408, 419.
— oxalique, 82.
— picrique, 72, 339, 349.
— sulfurique de Vétillart, 70.
— urique, 444, 446.
Adapteurs, 20.
Aéroscopes de Miquel, 481.
— de Schœnauer, 481.
Agar-agar, 370.
Aigrette, 282, 283.
Aiguilles droites, 31.
— à cataracte, 31.
Aiguillons, 123.
Air (analyse de l'), 479.
Air (récolte et numération des éléments figurés de l'), 479.
Akènes, 273.
Albumen, 260, 284.
— doubles, 294.
Alcaloïdes, 82.
Aleurone, 100.
Algues, 333.
Amertume (maladie de l'), 462.
Amides, 82.
Amidon, 87.
— (distinction des A. commerciaux), 92.
— (genèse de l'), 87.
Amœba princeps, 382.
Amylose, 91.
Amylosphères, 338, 340.
Analyseur, 26.
Anémie (sang dans l'), 393.
Androcée, 241.
Anthère, 241.
— (déhiscence de l'), 245.
Anthéridies, 311, 323, 329.
Anthérozoïdes, 311, 324, 329.
Anthoxantine, 94.
Apothécies, 354.
Appareils des végétaux, 115.
— d'absorption, 130.
— chlorophyllien, 150.
— de la circulation des sèves, 131.
— de la circulation des gaz, 140.
— connectif, 154.
— glandulaire, 155.
— de réserve, 154.
— de soutien, 153.
— tégumentaire, 117, 167.
— de la transpiration, 151.
— du Dr Hesse, 482.
— pour la culture des bactéries, 370.
Application du microscope à la classification des végétaux, 295.
Archégones, 311, 324, 330.
Arille, 282.
Arillode, 282.

Ascaride lombricoïde, 433, 436.
Asparagine, 83.
Asques, 354.
Assemblage des objectifs et des oculaires, 17.
Assise pilifère, 130, 207.
— subéreuse, 207.

B

Bacille de la tuberculose, 378.
Bacillus amylobacter, 377, 382.
— *anthracis*, 397.
— *subtilis*, 383.
— *tuberculosis*, 378.
Bactériacées, 364.
Bactériées, 364, 368.
Bactéries de l'air, 481, 483.
Bactéries de l'air (culture des), 482.
Bactéries de l'eau, 485.
Bactéries arthosporées, 365.
— (culture des), 367.
— endosporées, 365.
— (formes des), 365.
— (ensemencement des), 372.
— (observation des), 373.
Bacterium termo, 430, 433, 443.
— æruginosum, 431.
— lineola, 443.
Baies, 279.
Barégine, 103.
Basides, 358, 359, 360.
Basidiomycètes, 357.
Batrachospermum moniliforme, 334.
Baume du Canada, 38.
Beurre, 449.
— (falsification du), 450.
Bichromate de potasse, 81.
Bilharzia hæmatobia, 396, 443.
Bitume de Judée, 46.
— à la cire à cacheter, 46.
Bleu d'aniline, 45, 72.
— de Prusse, 44.
— de quinoléine, 45.
Bois, 133.
— de la tige, 172, 176, 192.
— de la racine, 210, 217.
Bothriocéphale large, 433.
Bouillon pour la culture des bactéries, 367.
Bourgeons, 234.
Bractées, 238.
Brun d'aniline, 45.
— de Bismarck, 45.
Bulles d'air, 42.

C

Cacao, 472.
— (coque de), 472-474.
— (thé de), 473.
Cachexie aqueuse, 451, 455.
Café, 289, 475.
— (falsification du), 475.
Calculs (examen des), 446.
Calice, 240.
Cal et calus, 138.
Cambium, 110, 127, 175, 216, 217.
Canaux aérifères, 141.
Canaux à gomme, 164.
Canaux de Havers, 409, 421.
Canaux sécréteurs ou résineux, 163.
Caoutchouc, 86.
Capsule (fruit des phanérogames), 277.
Capsule des mousses, 326.
Carbonate de chaux, 73, 446.
— de potasse, 488.
— de soude, 488.
Carie des dents, 378.
Carmin, 43.
Carmin aluné de Grenacher, 70.
Carmin boraté, 60.
Carminate d'ammoniaque, 43.
Caroncules, 282.
Carpozyma apiculatum, 351.
Cartilage fibreux, 408.
— hyalin, 408.
— réticulé, 408.
Caryopse, 275.
Cellule animale, 381.
Cellules annexes des tubes criblés, 138.
— cartilagineuses, 408.
— épithéliales des animaux, 403.
— caliciformes, 403, 404.
— à cils vibratiles, 403.
— à cils vibratiles en mouvement, 404.
— cylindriques, 403.
— lamelleuses, 402.
— pavimenteuses, 401, 402.
— dans l'urine, 441.
— fibro-plastiques, 405.
— hépatiques, 382.
— osseuses, 409.
— végétale, 57.
— — (contenu de la), 76.
— — (formes de), 62.
— — (paroi de), 66.
Cellulose, 69.
Cérification, 72.

Cestoïdes, 434.
Chambres claires, 50.
— de Nachet, 51.
— de Milne-Edwards, 50.
— d'Oberhauser, 51.
Chambres aérifères, 140.
Chambre humide pour cultures, 168.
— — de Malassez, 393.
— sous-stomatique, 144.
Champignons, 348.
— de couche, 357.
Characées, 331.
Charbon des céréales, 360.
Charbon (microbe du), 397, 452.
Cheveux et poils dans l'expertise légale, 425.
Chicorée (racine de), 476.
Chlorhydrate d'aniline, 72.
Chloriodure de zinc, 44, 70.
Chlorophylle, 94.
Chlorophylliens (corps), 97.
Chlorose (sang dans la), 393.
Chlorure de calcium, 43, 72.
Chocolat, 472.
— (falsifications du), 473.
Cholestérine, 430, 441, 446.
Chondroplastes, 408.
Chromatine, 59.
Chromoplastides, 94.
Circulation cellulaire, 62.
— du sang, 392.
Cire végétale, 120.
Ciseaux, 31.
Cladodes, 202.
Cladophora glomerata, 340.
Cloisonnement, 109.
Clypéoles, 321.
Coccidium oviforme, 455.
Cochenille (teinture acidifiée de), 58.
Collenchyme, 115, 126, 167, 226.
Collet, 220.
Collodion, 38, 258.
Colorants, 43.
Coloration automnale, 98.
— double des bactéries, 375.
— du noyau, 60, 261, 262.
— vernale, 98.
Colostrum, 447.
Compresseur, 453.
— porte-lamelles, 393.
Concentrateur Abbé, 23.
Condensateur de Dujardin, 23.
Confitures (falsification des), 345.
Conidies, 353.
Conjugation, 338, 339, 363.
Coiffe de la racine, 204.
Coiffe de l'urne des mousses, 325.
Coralline des officines, 335.
Corolle, 241.
Corps amyloïdes, 443.
Corps gras végétaux, 106.
— animaux, 407, 449.
Couches de renforcement, 125.
Coupes, 40.
Couvre-objets, 31.
Covers, 31.
Crachats des phthisiques, 378.
Crémaillère porte oculaire, 27.
— du microscope, 19.
Crème, 447.
Créosote, 43.
Cristalloïdes, 99.
Crown-glass, 7.
Cryptogames vasculaires, 302.
Cuticule, 117, 119.
— (saillies de la), 119.
Cuticulaires (couches), 119.
Cutine, 75.
Cyanine, 45.
Cylindre central, 166, 167, 204, 209.
— cortical, 166, 167, 204, 207.
— hyalins, 442.
— granuleux, 442.
Cysticercus cellulosæ, 453.
— *elongatus*, 454.
— *inermis*, 454.
Cystine, 444, 446.
Cystopus candidus, 361.
Cystolithes, 73.

D

Décalcification, 36, 374.
Délignification, 36.
Dents, 419.
Déplacement amœboïde, 382.
— ciliaire, 383.
Desmidiées, 345.
Dessin, 48.
Destruction, 36.
Dextrine, 77, 78.
Diagrammes, 297.
Diaphragme du microscope, 18, 21.
— des canaux aérifères, 142.
Diatomées, 341.
— du guano, 345.
— du tripoli, 345.

Dilacération, 37, 40.
Diplococcus lacticus, 448.
Disque, 265.
Disques de Bowmann, 414.
Dissociants, 36.
Dissolution, 36.
Distome hépatique, 436, 455.
— lancéolé, 436, 455.
Doublets, 1, 7.
Drupes, 278.
Durcissement, 37.

E

Eau (analyse de l'), 484.
— (faune et flore de l'), 484.
— (types d'), 485.
Eau iodée, 43.
Écidies, 359.
Écidioles, 359.
Écidiolispores, 359.
Écidiospores, 359.
Éclaircissants, 42.
Éclairage (appareils d'), 20.
— droit, 21.
— oblique, 21.
Équisétacées (reproduction des), 321.
Embryon, 283.
— (développement de l'), 250.
— des Graminées, 292.
Émergences, 123.
Encastrement, 37.
Encollage, 37.
Endothélium, 400.
Endoderme, 169, 191, 208, 225.
Éosine, 45.
Épiderme de la peau, 402.
— de la racine, 130, 207.
— sécréteur, 160.
— végétal, 117.
Épines, 202, 234.
Épitheliums, 400.
— stratifiés, 402.
Ergot de seigle, 356.
Essaims, 365.
Essence de bergamote, 374.
— de cèdre, 374.
— de fenouil, 14.
— de girofles, 43, 374.
— d'origan, 374.
— de térébenthine, 374.
Étamines (développement des), 271.
Étioline, 94.
Extracteurs, 19.

F

Faisceaux libériens, 139.
— ligneux, 135.
— libéro-ligneux, 139, 192.
Farine de blé, 476.
— de moutarde, 466.
— d'orge, 477.
— seigle, 477.
Fèces normales, 432.
— pathologiques, 432.
— (parasites dans les), 432.
Fécondation chez les végétaux, 259.
Feuilles, 224.
— dissimulées, 233.
— (nervures des), 227.
— (parenchyme des), 229.
Ferment acétique, 375.
— alcoolique, 349.
— butyrique, 377.
— gallique, 352.
— lactique, 448.
— de l'urée, 376.
Fibres végétales, 63, 65.
— aréolées, 67, 181.
Fibre-cellule, 411.
Fibres élastiques, 405, 406.
— lamineuses, 405.
— libériennes, 138.
— ligneuses, 135.
— striées, 412.
— textiles, 486.
— — alfa, 490.
— — chanvre, 489.
— — coton, 490.
— — jute, 490.
— — lin, 489.
— — ramie, 490.
Fibrine, 391.
Figues (café de), 476.
Filaria sanguinis hominis, 396, 443.
Filicinées (reproduction), 305.
Fixation des formes, 35.
Flacherie, 458.
Fleur (généralités), 238.
— (organogénie), 267.
Flint-glass, 7.
Floridées, 333.
Fongine, 74.

Fronde des fougères, 305.
Fruit, 272.
Fucacées, 336.
Fuchsine (solution alcoolique de), 45.
— ammoniacale, 45.
— de Bâle, 373.

G

Gaine de la feuille, 224.
Gélatine à l'agar-agar, 370.
— nutritive, 367.
— glycérinée, 39.
Gélification, 71.
Gélose, 70.
Glairine, 103.
Gland (café de), 476.
Glandes lysigènes, 157.
— monocellulaires, 160.
— schizogènes, 163.
— septales, 266.
Globoïdes, 101.
Globules crénelés, 386.
— blancs, 390.
— rouges, 385.
Globulins, 391.
Glucose, 77, 267.
Glycérine acétique, 42, 44.
— formique, 44.
— salée, 45.
Gomme, 70, 79.
Gomme laque, 46.
Gonidies, 355.
Gousse, 276.
Graine, 281.
— (amande de la), 283.
— (parties accessoires), 283.
— du caféier, 289.
— du dattier, 290.
— du haricot, 284.
— du lierre, 287.
— de moutarde blanche, 286.
— des orchis, 284.
— d'oranger, 287.
— du pommier, 286.
— du ricin, 290.
— du Scilla nutans, 291.
Granulose, 91.
Graisse (maladie de la), 401.
Grignon d'olives, 298, 464.
Gynécée, 249.
Gutta-percha, 86.

H

Hématéate d'armoniaque, 349.
Hématies, 385.
Hématine, 388.
Hématoblastes, 391.
Hématoïdine, 390.
Hématoxyline, 44.
Hémine, 388.
Hémoglobine, 387.
— oxygénée, 388.
— réduite, 388.
Hépatique (reproduction), 329.
Huile d'aniline, 373.
— de colza, 378.
Huiles essentielles, 85, 161.
— grasses, 84.
— de ricin, 14, 378.
Hyaloplasma, 59.
Hydrate de chloral, 85.
Hydroptérides, 314.
Hygrocrocis arsenicus, 364.
Hymenium, 354, 358.
Hypochlorine, 96.
Hypoderme, 125.
Hyposulfite de soude, 72, 401.

I

Idioblastes, 142.
Imprégnations au nitrate d'argent, 401.
Indusie, 305.
Indusie (fausse), 305.
Infusoires, 383.
Instruments grossissants, 1.
Inuline, 79.
Iode, 43.
Iode (teinture d'), 43.
Iodsérum de Schultze, 382.
Isolants, 36.

K

Karyokinésis, 260.
Kyestéine, 443.
Kystes hydatiques, 436, 443, 454.

L

Lacunes aérifères, 142.
Ladrerie du bœuf, 454.

Ladrerie du mouton, 454.
— du porc, 354.
Lait, 447.
— (adultération du), 448.
— coloré, 448.
Lames, 31.
— à culture, 108.
Lamelle mitoyenne, 110.
Lamelles pour préparations, 31.
Latex, 158.
Laticifères, 161.
Laurier (feuille de), 468.
Lenticelles, 148, 179.
Lentilles (marche de la lumière dans les), 2.
— achromatiques, 6.
Leptothrix buccalis, 379.
Leucine, 83.
Leucites, 86.
Leucocytes, 390.
Leucocythémie, 393.
Lévulose, 77.
Liber, 136.
— dans la tige, 172, 177.
— dans la racine, 211, 217.
Lichens, 354.
Liège, 128, 178.
Ligaments, 406.
Lignification, 69, 71.
Lignose, 71.
Ligules, 233.
Liquéfaction, 71.
Liqueur de Barreswill, 78.
— Fehling, 78.
— Kleienberg, 78
— Muller, 37.
— Raulin, 353.
Liseuses, 3.
Loupe, 1, 2.
— (bi-,tri-), 4.
— de Brewster, 6.
— de Coddington, 6.
— des graveurs, 4.
— des horlogers, 4.
— montée, 9.
— de l'oculaire, 16.
Lumière monochromatique, 26.
— polarisée, 26.
— réfléchie, 24.
— (sources de), 24.
— transmise, 20.
Lycopodiacées (reproduction), 318.
Lycopodium, 318.

M

Maladie des corpuscules, 456.
— des vers à soie, 456.
— des vins, 460.
Maniguette, 294, 467.
Marattioïdées, 313.
Marchantia polymorpha, 329.
Margarine, 450.
Marsilia, 314.
Matière intercellulaire, 110.
Matières sucrées, 77.
Méats aérifères, 140.
Mélangeur Potain, 393.
Membrane, 113.
Membrane absorbante, 130.
— cutanée, 58.
— d'enveloppe, 76.
— épidermique, 117.
Méristées, 364, 368.
Métacellulose, 74.
Micrococcus aceti, 375.
— de la gonorrhée, 430.
— pyocyaneus, 431.
Micromètre, 52.
Micromètre oculaire, 52.
— objectif, 52.
Micrométrique (unité), 54.
Microscope composé, 10.
— (conservation du), 28.
— (partie mécanique), 18.
— (partie optique), 11.
— simple, 9.
Microsomes, 59.
Microspectroscopie, 389.
Microsporidium Bombycis, 456.
Microtome de Lelong, 32.
— de Ranvier, 32.
Mise au point, 26.
Moelle chez les végétaux, 173, 193.
Moelle des os, 411.
Mouches sur la viande, 451.
Mouches volantes, 56.
Mousses (reproduction chez les), 323.
Moutarde blanche, 286.
— noire, 466.
— (farine de), 466.
Mucilages, 70, 79, 160.
Mucorinées, 362.
Mucus, 431.
— (parasites dans le), 432.
— puriforme, 431.

Muguet, 352.
Muscardine, 459.
Muscinées (reproduction), 323.
Muscles lisses, 411.
— rouges, 412.
— striés, 412.
Mycoderme (définition), 365.
Myolemme, 412.

N

Nectaires, 265.
Nerfs, 418.
Nervation de la feuille, 227.
Nitrate d'argent, 44, 401.
Nostoc, 346.
Noyau, 59.
— (coloration du), 60, 261.
— (double coloration du), 262.
— division, 260.
Nucléolules, 60.
Nucléole, 59.
Numération des globules du sang, 393.
Numération des bactéries de l'air, 481.
— — de l'eau, 485.

O

Objectifs, 11.
— (choix d'un), 14.
— à correction, 14.
— à grand angle d'ouverture, 13.
— homogène, 14.
— à immersion, 13.
— à immersion et à correction, 13.
— micromètre, 52.
Oculaires, 16.
— de Campani, 16.
— micrométrique, 52.
Ophioglossées, 313.
Orcanette (teinture d'), 44.
Orge (café d'), 476.
Orge (farine d'), 477.
Os, 409.
Ostéoplastes, 409.
Oscillaires, 347.
Outillage, 30.
Ovaires, 250.
Ovules, 255.
— (développement des), 271.
— des gymnospermes, 263.
Oxalate de chaux chez les plantes, 74, 104.
Oxalate de chaux dans l'urine, 444.
Oxyure vermiculaire, 433.

P

Papiers (examen des), 491.
Papier au caragaheen de Miquel, 483.
Papilles végét les, 121.
Paraffine, 46.
Paraphyses, 324, 354, 358.
Parasites dans le mucus, 432.
— — les fèces. 433.
— — le sang, 396.
— — l'urine, 441.
— — la viande, 452.
Parenchymes, 114.
— cortical, 168, 191, 207.
— foliaire, 229.
— libérien, 139.
— ligneux, 135.
Paroi de la cellule, 66.
— (coloration de la), 74.
— (composition chimique de la), 69.
Peau, 422.
Pébrine, 456.
Pédoncule, 238.
Penicillium glaucun, 352.
Perchlorure de fer, 81.
Perichondre, 409.
Péricycle, 169, 191, 209, 218, 225.
Périderme, 129.
Peridium, 356, 360.
Périoste, 410.
Péristome, 326.
Perimysium, 414.
Pétiole, 226.
Phelloderme, 179.
Phellogène, 127.
Phloroglucine, 72.
Phosphate ammoniaco-magnésien, 444, 446.
— bicalcique, 427, 445.
— de magnésie, 427.
— tricalcique, 446.
— trimagnésien, 446.
Photographie, 49.
— grand appareil de Roux, 49.
— petit appareil, 50.
Phthisiques (crachats des), 378.
Phyllodes, 234.
Picrocarminate d'ammoniaque, 44.
Pied de loupe de Lacaze-Duthiers, 4.
— de Künckel d'Herculaïs, 5.
Pied du microscope, 18, 19.
Pigments, 83, 94.
Pilorhize, 204.

Piment de Cayenne, 465.
— des jardins, 465.
Pinceaux, 31.
Pinces, 31.
Placentation, 251.
Plasma, 385.
Plastides, 86.
Plasmode, 109.
Platine chauffante, 390.
Platine mobile, 20.
— tournante, 20.
Pléthore, 393.
Plumes, 426.
Poils animaux, 422.
— excrétoires, 160.
— glandulifères, 156, 158.
— de la graine, 283.
— lymphatiques, 121.
— végétaux, 121.
Point végétatif de la racine, 205.
— de la tige, 165.
Poivre, 279, 294, 462.
— (falsification du), 464.
Polariseur, 26.
Pollen, 246.
— des Conifères, 247.
— des Orchidées, 248.
— (plis du), 248.
— (pores du), 248.
Pollinies, 248.
Pomme, 280.
Porphyridium cruentum, 347.
Porte-objet, 31.
Potasse, 42, 488.
Pousse (maladie de la), 460.
Poussières atmosphériques, 478.
Pouvoir définissant des objectifs, 15.
— pénétrant — 15.
— résolvant, — 15.
Précipitation, 36.
Préfloraison, 269.
Préfoliation, 234.
Préparations, 35, 39.
— (en cellule), 47.
— conservation, 46.
— obtention, 38.
Procambium, 172.
Procédé de double coloration d'Erhlich, 375.
Procédé de Schultze, 37.
Propagules, 328, 331.
Prosenchyme, 115.
Prothalle des Fougères, 311.
— des Lycopodiacées, 320.
Prothalle des Équisétacées, 321.
— des Fougères, 309
— du Marsilia, 316.
Protonema, 328.
Protoplasma, 58.
— (mouvements du), 62.
Purpurine, 44.
Pus louable, 429.
— altéré, 429.
— bleu, 431.
— concret, 431.
— séreux, 431.
— glaireux, 431.
Psorospermie du lapin, 455.
Pyrénomycètes, 357.
Pyrénoïdes, 339, 340.

R

Racines, 204.
— aériennes, 215.
— anomales, 219.
— (formations primaires de la), 204.
— (formations secondaires de la), 216.
— latérales, 213.
— tuberculeuses, 215.
Rasoir, 31.
— (cuir à), 32.
— (repassage des), 31.
Rayons médullaires, 173.
Réactif de Barfœd, 79.
— Franchemont, 86.
— Frœhde, 85.
— iodé-ioduré, 43.
— de Millon, 58.
— de Schweitzer, 70.
— Trommer, 79.
Réseau, 113.
Résines, 85.
Résine dammar, 38.
Revolver, 19.
Rhizopus nigricans, 364.
Rhytidome, 178.
Rouille blanche des Crucifères, 361.

S

Sac embryonnaire, 257.
Saccharomyces dans l'urine, 443.
Saccharomyces, 348.
— albicans, 352.
— cerevisiæ, 349.
— ellipsoïdeus, 351.
— Pastorianus, 351.

Saccharomyces vini, 350.
Saccharose, 77, 78, 267.
Safranine, 45.
Salvinia, 316.
Sang, 385.
— (circulation du), 392.
— (parasites du), 396.
Sarcolemme, 412, 413.
Sarcinées, 364, 368.
Scalpels, 31.
Schizophytes, 364.
Scie à main, 31.
Sclérote, 357.
Selaginella, 319.
Sédiments urinaires, 439.
— — amorphes, 441, 445.
— — cristallisés, 441, 444.
— — organisés, 441.
Sérum iodé, 382.
Siège, 31.
Silice, 73, 103.
Sclérenchyme, 114.
— hypodermique, 125.
— libérien, 139.
— ligneux, 135.
Slides, 31.
Soie, 486.
Solutions pour culture des bactéries, 367.
Sores, 305.
Soude, 42, 488.
Soufre, 103, 305.
Sperme, 426.
Spermatoblastes, 426.
Spermoderme, 283.
Spermogonies, 355.
Spermaties, 355.
Spirochæte plicatilis, 379.
— dentium, 379.
— Obermeieri, 379.
Spirogyra, 338.
Sporange des fougères, 306.
Sporidies, 559.
Sporogone des mousses, 325.
Stéarine, 450.
Sterigmatocystis niger, 352.
Stérilisation, 367.
Stipules, 233.
Stomates, 143.
— aérifères, 143.
— aquifères, 152.
Streptococcus ureæ, 376, 443.
— pyogenus, 397.
— erysipelatis, 397.
Strongle géant, 443.
Strophioles, 283.
Stigmates, 253.
Style, 253.
Suber, 126.
Subérine, 75.
Subéroïde, 127.
Sublimé corrosif, 261, 374.
Substance blanche, 417.
— grise, 415.
Suc nucléaire, 59.
Sucre interverti, 77.
Sulfate d'aniline, 72.
Sulfate de chaux, 103.
— de soude, 393, 418.
Surface épidermique sécrétante, 160.
Sympexions, 427.
Symplastes, 108, 111.

T

Taches de matière cérébrale, 417.
Taches de sang, 398.
Taches de sperme, 427.
Tænia armé, 433.
— cœnurus, 434.
— echinococcus, 436.
— inerme, 433.
Tanin, 81, 161.
Table, 30.
Teinture acide de cochenille, 58.
— d'iode, 43.
Téleutospores, 759.
Test-objet, 15.
Tétrades, 248.
Textiles, 486.
— (mélanges de), 486, 491.
Thallophytes, 333.
Thé, 469.
— (falsifications du), 470.
Thèques, 354.
Thylles, 134.
Tiges, 165.
— anomales, 181.
— articulées, 179.
— des Conifères, 180.
— des Dicotylédones, 167.
— dissimulées, 202.
— des Équisétacées, 194.
— des Fougères, 197.
— des Hépatiques, 201.
— des Lycopodiacées, 195.
— des Monocotylédones, 186.

Tiges des Mousses, 200.
— des Rhizocarpées, 197.
Tissu adipeux, 407.
— aquifère, 152, 231.
— conducteur des sères, 131.
— conducteur du boyau pollinique, 254.
— fibreux, 405.
— (génèse des), 108.
— lamineux, 405.
— (morphologie des), 112.
— musculaire, 411.
— nerveux, 414.
— végétaux, 107.
Tournette, 47.
Tourteau d'amandes douces, 474.
— d'arachides, 474.
Trachées, 133.
— déroulables, 133.
Trémellinées, 359.
Trichinose, 452.
Trichina spiralis, 452.
Trichocephalus dispar, 433, 436.
Truffe, 355.
Tube-filtre au sulfate de soude, 481.
Tube à tirage, 17.
Tuber melanosporum, 355.
Tuber mesentericum, 356.
Tyrosine, 83, 445.

U

Urates, 445, 446.
— d'ammoniaque, 445.
— de potasse, 445.
— de soude, 445.
Uredo, 559.
Urédospores, 559.
Urédinées, 559.
Urine normale, 439.
— briquetée, 455.
— pathologique, 441.
— (parasites de l'), 443.
Ustilaginées, 360.

V

Vaisseaux du bois, 133.
— imparfaits, 131.
— laticifères, 162.
— du liber, 136.
— parfaits, 131.
— utriculeux, 162.
Vasculose, 71.
Vaucheria sessilis, 337.
Véhicules, 38.
Vernis à l'alcool, 38.
Verre de champ, 16.
Vert de méthyle, 45.
Viandes (analyse des), 451.
— charbonneuses, 452.
— septicémiques, 452.
— (parasites des), 451, 452.
Vins (maladies des), 400.
— aigres, 400.
— amers, 402.
— filants, 401.
— huileux, 401.
— plats, 400.
— tournés, 400.
Violet d'aniline d'Hanstein, 71.
— de gentiane, 373.
— de méthylaniline, 5 B, 45.
— de méthyle, B, 373.
— de methyle, 6 B, 373.
— de Paris, 45.
Vrilles, 202, 234.

X

Xanthophylle, 94.
Xylol, 374.

Z

Zooglœes, 365.
Zoospores 340, 341.
Zygospores, 340, 363.
Zymases, 84.

TABLE DES MATIÈRES

LIVRE PREMIER

TECHNIQUE GÉNÉRALE

CHAPITRE PREMIER

DES INSTRUMENTS GROSSISSANTS

Introduction. 1

De la loupe. 2

Marche des rayons lumineux à travers les lentilles convergentes, 2. — Liseuses, 3. — Bi-, triloupes, 4. — Loupes des graveurs et des horlogers, 4. — Pied de loupe de M. Lacaze-Duthiers, 4. — Pied de loupe de Künckel d'Herculaïs. 5

Aberrations, leur correction. 5

Aberration de sphéricité, 5. — Loupe de Coddington ou rodée de Brewster, 6. — Aberration de forme, 6. — Aberration de réfrangibilité, 6. — Lentilles achromatiques, 6. — Crown-glass, 7. — Flint-glass. 7

Des doublets 7

La loupe montée. 9

Du microscope composé. 10

Partie optique, 11. — Objectifs, 11. — Objectifs à grand angle d'ouverture, 13. — Objectifs à immersion et à correction, 13. - Objectifs homogènes, 14. — Objectifs à correction, 14. — Choix d'un objectif, 14. — Oculaires, 16. — Tube à tirage, 17. — Obtention d'un grossissement désiré, 17. — Partie mécanique, 18. — Revolver, 19. — Extracteurs ou adapteurs, 20. — Platine tournante, 20. — Platine mobile, 20. — Appareils d'éclairage, 20. — Lumière transmise et lumière réfléchie, 20. — Éclairage direct et éclairage oblique, 21. — Diaphragme et glace, 21. — Chariot porte-diaphragmes, 22. — Condensateur de Dujardin, 23. — Concentrateur Abbé, 23. — Lumière réfléchie, 24. — Sources de lumière, 24. — Lumière monochromatique, 26. — Lumière polarisée, 26. — Mise au point, 26. — Crémaillère porte-oculaire, 27. — Conservation du microscope. 28

CHAPITRE II

DE L'OUTILLAGE

Table, 30. — Siège, 30. — Porte-objets, 31. — Couvre-objets, 31. — Aiguilles droites, à cataracte, 31. — Scalpels, pinces, ciseaux, scie à main, rasoirs, 31. —

Repassage des instruments tranchants, 31. — Microtome de Ranvier, 32. — Microtome de Lelong, 32. — Flacons à réactifs, baquets à dissection, verres de montre, moelle de sureau, étiquettes, seringue, etc. 33

CHAPITRE III

DES PRÉPARATIONS

Opérations préliminaires. 35
Fixation des formes, 35. — Restitution de la consistance première, 35. — Précipitation. Dissolution et précipitation. Dissolution et destruction. Décalcification. Délignification. Pulvérisation, 36. — Dissociants et isolants : liqueur de Muller, procédé de Schultze, 37. — Grattage. Dilacération. Durcissement. Encollage. Encastrement. 37
Obtention de la préparation. 38
Véhicules, 38. — Véhicules liquides, 38. — Véhicules solidifiables : baume du Canada, résine dammar; vernis à l'alcool, gélatine glycérinée, 39. — Préparation, 39. — Le corps est en suspension dans un liquide. Le corps est pulvérulent. Le corps est filamenteux, 39. — Le corps est membraneux. Le corps est massif. Coupes, 40. — Bulles d'air, 42. — Des éclaircissants, 42. — Des colorants, 43. — Conservation de la préparation, 46. — Bitumes, 46. — Conservation en cellule, 47. — Tournette 47

CHAPITRE IV

DESSIN ET MICROMÉTRIE

Papiers, crayons, 48. — Appareils à photographie, 49. — Chambres claires, 50. — Chambre claire de Milne-Edwards, 50. — Chambre d'Oberhauser. Chambre de Nachet, 51. — Micrométrie, 52. — Oculaire micromètre. Micromètre objectif, 52. — Avec quelle amplification l'objet est-il vu ? 52. — Quelles sont les dimensions de l'objet ? 53

LIVRE DEUXIÈME

TECHNIQUE SPÉCIALE

Introduction. 55

BOTANIQUE

CHAPITRE PREMIER

DE LA CELLULE

La cellule considérée en général. 57
Protoplasma et noyau, 58. — Noyau, 59. — Mouvement du protoplasma, 62. —

Circulation cellulaire, 62. — Formes de la cellule, 63. — De la paroi, 66. — Composition chimique de la paroi, 69. — Cellulose, 69. — Paracellulose. Lichénine. Gélose. Mucilages. Gommes, 70. — Gélification. Liquéfaction. Lignose ou vasculose, 71. — Cérification, 72. — Minéralisation, 73. — Métacellulose ou fongine, 74. — Coloration, 74. — Cutine ou subérine, 75. — Enveloppes . . . 76

Contenu des cellules. 76

Matières sucrées, 77. — Glucose et lévulose, 77. — Saccharose. Dextrine, 78. — Gommes et mucilages, 79. — Inuline, 79. — Tanin, 81. — Acide oxalique. Alcaloïdes. Amides, 82. — Asparagine, Leucine. Tyrosine. Matières colorantes liquides, 83. — Huiles grasses, 84. — Huiles essentielles, 85. — Résines, 85. — Caoutchouc. Gutta-percha, 86. — Plastides ou leucites, 86. — Amidon, 87. — Genèse, 87. — Grains d'amidon parfait, 89. — Composition chimique des grains d'amidon, 91. — Distinction des amidons commerciaux, 92. — Pigments solides ou chromoplastides, 94. — Grains de chlorophylle, 94. — Hypochlorine, 96. — Dissimulation et altération des chloroplastides, 98. — Matières protéiques concrètes, 99. — Cristalloïdes, 99. — Grains d'aleurone, 100. — Grains d'aleurone avec inclusions, 101. — Matières minérales concrètes, 103. — Soufre, 103. — Sulfate de chaux, 103. — Oxalate de chaux, 104. — Corps gras solides. . . . 106

CHAPITRE II

LES TISSUS ET LES APPAREILS

Les tissus. 107

Association. Symplastes, 108. — Plasmode. Cloisonnement, 109. — Lamelle mitoyenne, 110. — Tissus mixtes, 112. — Distinction morphologique des tissus, 112. — File. Chapelet. Chaînette, 112. — Réseau. Lame ou membrane, 113. — Massifs. Parenchymes. Sclérenchyme, 113. — Prosenchyme. Collenchyme. . 115

Les appareils 115

Appareil tégumentaire, 117. — Membrane épidermique, cuticule, 117. — Saillies de la cuticule. Couches cuticulaires, 119. — Cire, 120. — Papilles et poils, 121. — Émergences et aiguillons, 123. — Tissus accessoires. Couches de renforcement. Tissus de soutien, 125. — Tissus subéreux : Membrane épidermoïdale ou assise subéreuse, 126. — Membrane phellogène. Subéroïde, 127. — Liège, 128. — Périderme 129

Appareil d'absorption 130

Appareil de la circulation des sèves, 131. Vaisseaux, 131. Bois. Vaisseaux du bois, 133. — Thylles. Fibres ligneuses, 134. — Fibres cloisonnées. Parenchyme ligneux. Sclérenchyme ligneux. Faisceaux ligneux, 135. — Liber, 136. — Vaisseaux libériens, 137. — Fibres libériennes, 138. — Parenchyme libérien. Sclérenchyme libérien. Faisceaux libériens, 139. — Faisceaux libéro-ligneux collatéraux, bicollatéraux, concentriques. 139

Appareil de la circulation des gaz, 140. — Méats. Chambres aérifères. Canaux aérifères, 141. — Lacunes, 142. — Stomates, 143. Genèse des stomates, 144. — Appareil stomatique adulte, 147. — Lenticelles 148

Appareil chlorophyllien. 150

Appareil de la transpiration, 151. — Tissu et stomates aquifères, 152. — Hypoderme. Collenchyme. 153

Appareil de soutien ou squelette. 153

Appareils de réserve et conjonctif. 154

Appareil glandulaire, 155. Poils glandulifères au sommet, 158. — Glandes lysigènes, 157. — Surfaces épidermiques sécrétantes, 160. — Poils excrétoires, 160. —

Glandes monocellulaires à cristaux, à mucilage, 160. — Glandes à tanin, 161. Glandes monocellulaires à huile essentielle et à résine, 161. — Laticifères, 161. Glandes schizogènes. Canaux sécréteurs 163

CHAPITRE III

DES MEMBRES DE LA PLANTE

TIGE.

Origine de la tige 164

TIGE DES DICOTYLÉDONES.

Dicotylédones normales : a. *Formations primaires* 167
Appareil tégumentaire, 167. — Collenchyme, 167. — Parenchyme cortical, 168. — Endoderme, 169. — Péricycle ou péricambium, 169. — Procambium. Bois et Liber primaires, 172. — Moelle. Rayons médullaires, 173. Exemples pour l'étude. 173
b. *Formations secondaires* 174
Faisceaux ouverts et faisceaux fermés, 174. — Cambium, 175. — Bois secondaire, 176. — Couches ligneuses annuelles, 176. — Liber secondaire, 177. — Liège, 178. — Rhytidome, 178. — Phelloderme, 179. — Lenticelles, 179. — Échantillons d'étude. 179
Tiges articulées 179
Tiges des Conifères. 180
Tiges anomales des dicotylédones. 181
1° Aristolochiées, 181. — 2° Malpighiacées, Piper, etc. 181. — 3° Bignonia, Tetrapteris, Echites, 181. — 4° Loganiacées, 182. — 5° Solanées, Chicoracées, etc., 182. — 6° Cucurbitacées, 182. — 7° Sapindacées, 182. — 8° Faisceaux corticaux, 183. — 9° Faisceaux médullaires, 183. — 10° Faisceaux libéro-ligneux surnuméraires (Chénopodées, Phytolacca, Ménispermées), 185. — 11° Faisceaux tertiaires des Convolvulacées, etc. 185. — 12° Pas de limites entre le cylindre cortical et le cylindre central, 186. — Choix d'un échantillon d'étude. 186

TIGE DES MONOCOTYLÉDONES.

Généralités, 186. — A. Cas du Convallaria majalis, 187. — B. Ruscus, 187. — C. Commelinées, 187. — D. Aquatiques, 187. — E. Tiges à diamètre accrescent, 187. — F. Faisceaux corticaux, 190. — Épiderme. Parenchyme cortical. Endoderme. Péricycle, 191. — Faisceaux libéro-ligneux, 192. — Moelle. Gaine, 193. — Technique. 194

TIGE DES CRYPTOGAMES.

Tige des Équisétacées. 194
Tige des Lycopodiacées 195
Psilotum, 195. — Lycopodium, 195. — Selaginella 19
Tige des Filicinées. 197
A. Hydroptéridées. 197
B. Fougères. 197
Tige des Muscinées. 200

Mousses, 200. — A. Polytrichum, 200. — B. Bryum, 200. — C. *Mnium undulatum*, 200. — D. Sphagnum 200
Hépatiques. Thalle du *Marchantia polymorpha*, 201. — Technique 201

Tiges dissimulées 202
Épines et vrilles caulinaires, Cladodes. 202

RACINES

Racine a l'age primaire, 204. — Coiffe, 204. — Point végétatif, 205. — Membrane absorbante, membrane épidermoïdale. Cylindre cortical, 207. — Endoderme, 208. — Cylindre central. Péricycle, 209. — Faisceaux ligneux et libériens, 210. — Moelle 212. — Technique 212
Origine des racines latérales. 213
Racines aériennes. 215
Tubercules des Ophrydées 215
Racine agée des dicotylédones. 216
Racines anomales des dicotylédones. 219
Nyctaginées, Chénopodées, Convolvulacées, Myrrhis, Œnanthes. 219
Passage de la racine a la tige. 220

FEUILLE

Gaine 224
Pétiole. 224
Nervures. 227
Parenchyme. 229
1° Chez les feuilles aériennes ordinaires. 229. — 2° Chez les plantes des lieux secs, 230. —3° Chez les aquatiques, 232. — 4° Chez les mousses et les hépatiques. 232
Stipules et ligules 233
Feuilles dissimulées 233
Phyllodes, Vrilles. Épines 234
Bourgeons et préfoliation. 234
Relations du bourgeon avec la tige mère 236

ORGANES DE LA REPRODUCTION

1° *Phanérogames.*

De la fleur en général. 239
Bractées, 238. — Pédoncule, 238. . . . . .
Calice. 240
Corolle 241
Androcée. 241
Filet, 241. — Connectif, 241. — Anthère, 241. — Développement de l'anthère, 241. — Technique, 244. — Déhiscence, 245. — Placentoïdes, 246. — Pollen, 246. — Tétrades. Pollinies, 248. — Pollinies des Orchidées, 248. — Germination du pollen. 249
Gynécée. 249
Ovaire, 250. — Placentations, 251. — Style. Stigmate, 253. — Tissu conducteur, 254. — Ovule, 255. — Sac embryonnaire 257
Fécondation et développement de l'embryon. 259

Division indirecte du noyau ou karyokinésis 260
Ovule des gymnospermes 263
Nectaires et disque 265
Glandes septales. 266. — Produits des nectaires et des disques 266
Organogénie de la fleur 272
Préfloraisons, 269. — Développement de l'androcée, 270. — Développement des ovules 271
Fruit 272
Akène des Ombellifères, 273. — Caryopse des Graminées, 275. — Gousse des Légumineuses, 276. — Capsule de l'*Elettaria Cardamomum*, 277. — Drupe de l'olivier, du cerisier, 278. — Baie de la vigne, 279. — Fruit bacciforme du poivre, 279. — Pomme 280
Graine 281
Arilles, arillodes, caroncules, 282. — Strophioles, aigrettes, 283. — Graines des Orchis, 284. — Haricot, 284. — Crucifères (*Sinapis alba*), 276. — Graine du pommier, 286. — Graines de l'oranger, du lierre, 287. — Café, 289. — Datte. Ricin, 290. — *Scilla nutans*, 291. — Embryon des Graminées, 292. — Graines à albumen double : poivre, maniguette 294
Application de la micrographie a la description et a la classification des phanérogames 295
Diagrammes 297

2° *Cryptogames.*

CRYPTOGAMES VASCULAIRES 303

Filicinées 305
Fougères, 305. — Fronde, 305. — Culture des spores, 309. — Prothalle, 309. — Archégones. Anthéridies, 311. — Marattioïdées, 313. — Marattia, 313. — Ophioglossum 313
Hydroptéridées 314
Marsilia quadrifolia, 314. — *Salvinia natans* 316
Lycopodiacées 318
Lycopodium clavatum, 318. — Sélaginelles 319
Équisétacées 321

Muscinées 323
Mousses, 323. — Organes reproducteurs, 323. — Sporogone, 325. — Péristome, 326. — Spores, protonema. Propagules, 328. Hépatiques, *Marchantia polymorpha* 329
Characées 331

THALLOPHYTES.

Algues 333
Floridées, 333. *Batrachospermum moniliforme*, 334. — Coralline 335
Fucacées : Fucus, 336. — Siphonées : *Vaucheria sessilis* 337
Conjugées : Spirogyra, 338. — Confervacées : *Cladophora glomerata*, 340. — Protococcus viridis. 341. — Diatomées, 341. — Desmidiées, 345. — Cyanophycées : *Nostoc commune*, 346. — *Anabœna azollæ*, 347. Oscillaires, 347. — *Porphyridium cruentum* 347
Champignons 348
Ascomycètes, 348. — Saccharomyces, 348. — Fermentation gallique : *Penicillium*

glaucum et *Sterigmatocystis niger*, 352. — Préparation des asques, 354. — Lichens : *Parmelia parietina*, 354. — *Cetraria Islandica*, 355. — Truffe, 355. — Ergot de seigle, 356. — Basidiomycète : *Agaricus campestris*, 357. — *Tremella mesenterica*, 358. — Urédinées : *Puccinia graminis*, 359. — *Ustilago carbo*, 360. — Rouille blanche des Crucifères, 361. — Mucorinées : *Rhizopus nigricans*, 362. — *Hygrocrocis arsenicus* 364
Schizophytes ou bactériacées 364
Histoire naturelle 364. — Stérilisations, 366. — Cultures, 367. — Milieux nutritifs, 367. — Ensemencement, 372. — Observation, 373. — Coloration, 373. — *Micrococcus aceti*, 375. — *Streptococcus urcæ*, 376. — *Bacillus amylobacter*, 377. — Bacille de la tuberculose (recherche dans les crachats), 378. — *Leptothrix buccalis*, 378. — *Spirochæte plicatilis* 379

ZOOLOGIE

DES CELLULES ET DES TISSUS ANIMAUX

De la cellule animale prise en général. 381
Cellules hépatiques, 382. — *Amœba princeps*, 382. — Infusoires divers 383
Sang. 385
Hématies, 385. — Hémoglobine, 387. — Hémine, 388. — Microspectroscopie, 388. Hématoïdine, 390. — Leucocytes, 390. — Hématoblastes, 391. — Fibrine, 391. — Circulation du sang, 392. — Application à la médecine, 392. — Numération des globules d'après le procédé de Malassez, 393. — Parasites du sang, 396. — Applications à l'expertise légale 398
Tissus épithéliaux. 400
Épithéliums simples, 401. — Épithéliums stratifiés, 402. — Cellules cylindriques, 403. — Cellules caliciformes, 403. — Cellules à cils vibratiles 403
Tissu conjonctif. 405
Tissu adipeux. 407
Cartilage. 408
Os. 409
Tissu musculaire. 411
Muscles lisses, 411. — Muscles striés. 412
Tissus nerveux. 414
Substance grise, 415. — Substance blanche, 417. — Recherche des taches de matière cérébrale, 417. — Nerfs. 418
Dents 419
Poils animaux. 423
Sperme. 426
Éléments du sperme 426. — Taches du sperme. 427

APPLICATIONS DU MICROSCOPE

1° *Aux recherches cliniques.*

Pus. 429
Pus typique, 429. — Différentes variétés de pus. 431
Mucus. 431
Fèces. 432
Fèces normales, 432. — Fèces pathologiques, 433. — Nématoïdes, 432. — Cestoïdes, 432. — Œufs de parasites 436
Kystes hydatiques. 436
Sédiments urinaires. 439
De l'urine normale, 439. — Cristallisation de l'azotate d'urée par le procédé du fil, 440. — Urines pathologiques, 441. — Sédiments organisés, 441. — Sédiments cristallisés, 444. — Sédiments amorphes 445
Calculs. 446
Maladies des vers a soie. 456

2° *A l'hygiène.*

Lait.. 447
Lait, crème, colostrum, 447. Ferment lactique, 448. — Bactéries chromogènes, 448. Adultérations. 449
Analyse du beurre. 449
Analyse des viandes de boucherie.. 451
Mouches, 451. — Charbon, 452. — Septicémie, 452. — Trichinose, 452. — Ladrerie du porc, 453. — Ladrerie du lapin, 454. — Ladrerie du bœuf, 454. — Échinocoques et cœnures, 454. — Cachexie aqueuse (Distomes), 455. — Psorospermie du lapin 545
Maladies des vins. 460
Vins plats, 460. — Acescence, 460. — Pousse, 460. — Vins tournés, 461. — Graisse, 461. — Amertume. 462
Analyse du poivre. 462
Falsification par des fruits divers, 462. — Éléments du poivre noir en poudre, 463. Poivre blanc entier et pulvérisé, 464. Grignons d'olives, 464. — Piments, 465. — Farine de moutarde et moutarde noire, 466. — Maniguette, 467. — Laurier sauce, 468. — Coquilles et fécules. 468
Thé. 469
Cacao et chocolat. 472
Spermoderme, 472. — Amande, 473. — Thé de cacao et chocolat, 473. — Fécules, 473. — Coque, 474. — Tourteau d'amandes douces, 474. — Tourteau d'arachides, 474. — Sciure de bois. 474
Café. 478
Café vert et café brûlé, 474. — Noyaux de dattes, 475. — Pois cassés, 476. — Céréales, 477. — Chicorée, 476. — Pissenlit, 476. — Figues, 476. — Gland . . 476
Farine de blé. 476
Distinction des farines de blé, d'orge et de seigle 477
Analyse de l'air. 478
Poussières atmosphériques, 478. — Récolte et numération des éléments figurés, 479. — Récolte et numération des bactéries, 481. — Cultures sur des milieux solides 482

Analyse de l'eau 483
Étude de la faune et de la flore, 484. — Numération des bactéries et des germes de moisissures 485
Examen des textiles 486
Soie, 486. — Laine, 487. — Fibres végétales, 487. — Lin, 489. — Coton, 489. — Ramie, chanvre, jute, alfa, 490. — Analyse des tissus mixtes . . . . 486 et 491
Examen des papiers 491
Index alphabétique 493
Table des matières 503
Explication des planches . . . . . planche i a xl.

FIN DE LA TABLE DES MATIÈRES

CORBEIL. — IMP. B. RENAUDET.

PLANCHE I

APPAREILS DE MICROGRAPHIE

FIGURE 1. Loupe montée de Vérick : *d*, doublet; *a*, support du doublet; *o*, orifice de la platine *p*; *h*, *u*, parties mécaniques de l'appareil; V, vis à grande vitesse *c*, crémaillère; *g*, glace.

— 2. Doublet : *œ*, œilleton; *s*, *i*, lentilles; *d*, diaphragme.

— 3. Aiguille à cataracte.

— 4. Aiguille droite.

— 5. Loupe de Coddington.

— 6. Microtome de Ranvier : *p*, plate-forme; *c*, cylindre; *v*, vis micrométrique.

— 7. Microscope de Vérick (modèle d'étudiant) : *tu*, tube; *y*, partie supérieure du tube; *x*, partie inférieure du tube à tirage; *pt*, porte-tube; *po*, potence; *v*, vis micrométrique; *t*, prisme triangulaire; *co*, colonne; *s*, support de la glace *g*; *va*, valets; *c*, cône porte-objectifs; *o*, orifice de la platine; *z*, *d*, diaphragme; *p*, pied.

— 8. Microscope de Vérick (moyen modèle) : *oc*, oculaire; *cr*, crémaillère; *ob*, objectif; *r*, revolver; *z*, pivot du revolver; *d*, diaphragme; *ch*, chariot porte-diaphragme; *ge*, genou; les autres lettres comme dans la figure précédente.

— 9. Micromètre objectif.

— 10. Oculaire ordinaire.

— 11. Oculaire micromètre : *f*, verre frontal; *d*, diaphragme; *c*, verre de champ; *m*, glace graduée.

— 12. Objectif, vu en coupe.

— 13. Coupe médiane d'une lentille achromatique : *f*, flint-glass; *c*, crown-glass.

— 14. Chambre claire d'Oberhauser : *v*, *h*, monture de l'appareil; *p*, *p'*, prismes à réflexion totale; *c*, *c'*, lentilles convergentes.

— 15. Baquet à dissection.

— 16. Flacon à réactif.

— 17. Loupe simple montée sur pied articulé : *p*, pince.

— 18. Tube à tirage du microscope : *oc*, oculaire; *tu*, partie rentrante du tube.

— 19. Chambre claire de Milne-Edwards : *a*, anneau; *x*, charnière; *d*, partie protectrice des prismes *b*, *c*; *e*, bouton relié au prisme *b*; *o*, orifice traversé par les rayons lumineux.

— 20. Partie médiane d'une lame à culture.

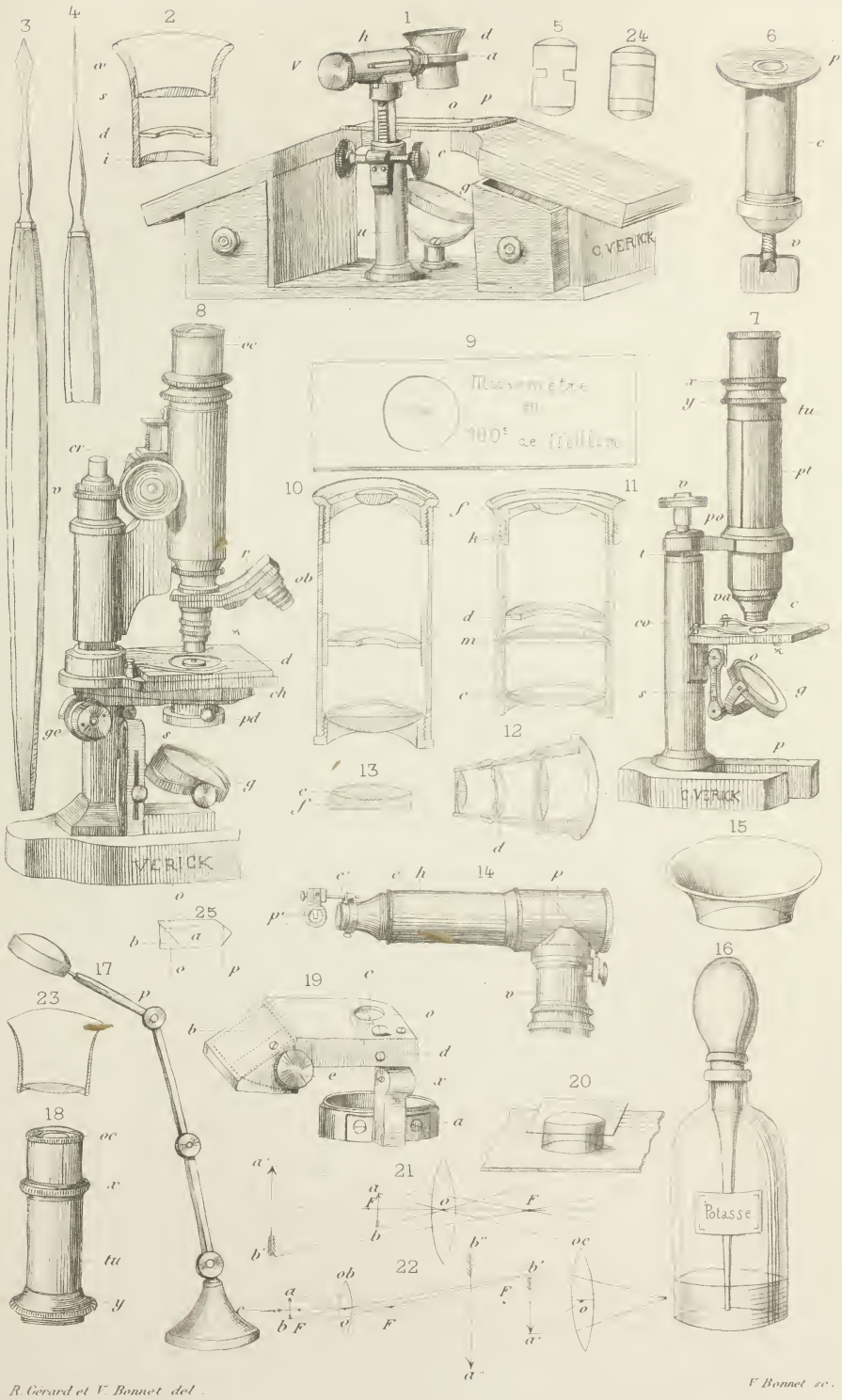
— 21. Marche des rayons lumineux dans la loupe.

— 22. Marche des rayons lumineux dans le microscope.

— 23. Loupe des graveurs.

— 24. Cylindre convergent des nouvelles loupes de Vérick.

— 25. Marche de la lumière dans la chambre claire de Nachet : *a*, *b*, prismes *p*, rayons provenant du papier; *o*, rayons qui ont traversé l'oculaire.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Appareils de Micrographie.

Paris Imp. Gemy-Gros, 34, Montagne Ste Geneviève

PLANCHE II

CELLULE

Figure 1. Coupe transversale de moelle de sureau vue avec une amplification de 50 diamètres.

— 2. Coupe transversale de moelle de sureau vue avec une amplification de 200 diamètres : *p*, ponctuations; *b*, bulles d'air; *r*, cellule sécrétrice.

— 3. Coupe longitudinale de moelle de sureau vue avec une amplification de 200 diamètres : *b*, bulles d'air; *p*, ponctuations.

— 4. *Protococcus viridis* : *a*, végétal complet et isolé (*pa*, paroi; *co*, contenu); *b*, *c*, *d*, végétaux en voie de segmentation de plus en plus avancée.

— 5. Épiderme des squames de l'oignon : *p*, protoplasma; *n*, noyau; *m*, nucléole.

— 6. Partie de poil des étamines de *Tradescantia virginica* : *p*, protoplasma; *n*, noyau; *v*, vacuoles; *c*, paroi de cellulose.

— 6'. Noyau fortement grossi des cellules des poils du *Tradescantia virginica*.

— 7. Circulation cellulaire prise dans la feuille de l'*Elodea Canadensis* : *up*, utricule primordiale; *ch*, grains de chlorophylle.

— 8. Cellules sphériques du parenchyme de la feuille du *Sedum album*.

— 9. Cellules cylindriques prises chez le *Conferva glomerata* traitées par la glycérine concentrée : *c*, paroi; *p*, protoplasma; *sc*, suc cellulaire.

— 10. Cellules polyédriques de la moelle des érables : *cs*, cellule scléreuse.

— 11. Cellules irrégulières rameuses prises dans la fronde de la scolopendre.

— 12. Cellules étoilées de la moelle de *Juncus conglomeratus*.

— 13. Fibre libérienne entière de *Cinchona cordifolia*.

— 13'. Fibres de même provenance vues en coupe transversale.

— 14. Portion d'une coupe transversale de feuille d'*Elymus arenarius* ; *p*, replis de la paroi; *m*, méats intercellulaires.

— 15. Portion d'un poil rhizoïde du *Marchantia polymorpha*.

— 16. Cellules spiralées de *Mamillaria simplex*.

— 17. Cellules réticulées du mésocarpe du fruit du fenouil.

— 18 et 18'. Fibres aérolées du *Larix europæa* : 18, les aréoles sont vues de face; 18', *a*, aréole vue en coupe longitudinale.

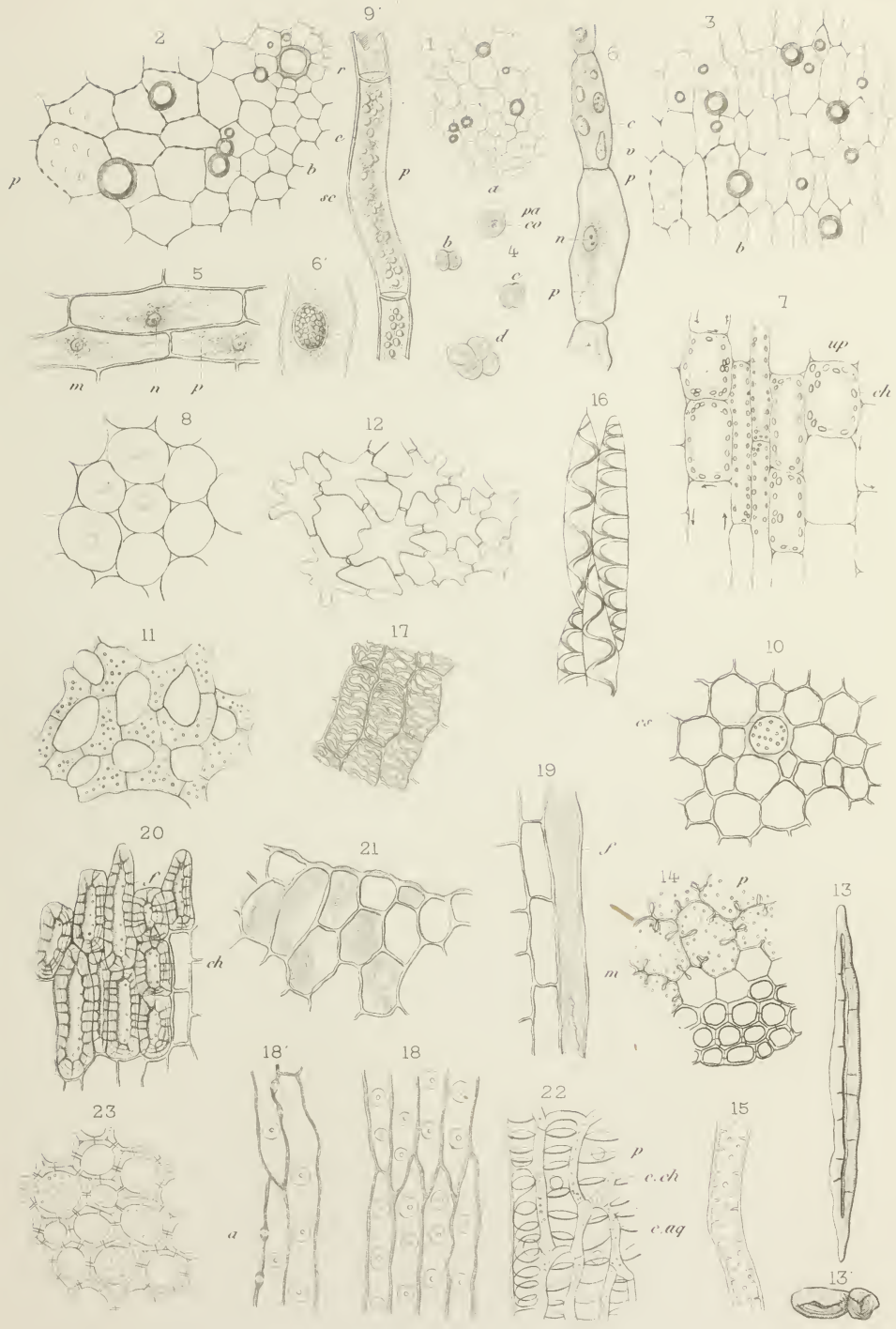
— 19. Stries dans la paroi prises dans une fibre péricyclique (*f*) du *Vinca major*.

— 20. Cellules scléreuses prises dans la zone caractéristique du *Strychnos nux vomica* : *ch*, canalicule; *f*, orifice d'un canalicule formant ponctuation.

— 21. Cellules spiralées du voile de la racine d'*Oncidium sphacelatum*.

— 22. Feuille de *Sphagnum cymbyfolium*: *c. ch*, cellules chlorophylliennes; *c. aq*, cellules aquifères annelées et spiralées; *p*, perforations de ces cellules.

— 23. Cellules scléreuses ponctuées de la moelle de *Clematis vitalba*.



R. Gerard et V. Bonnet del.

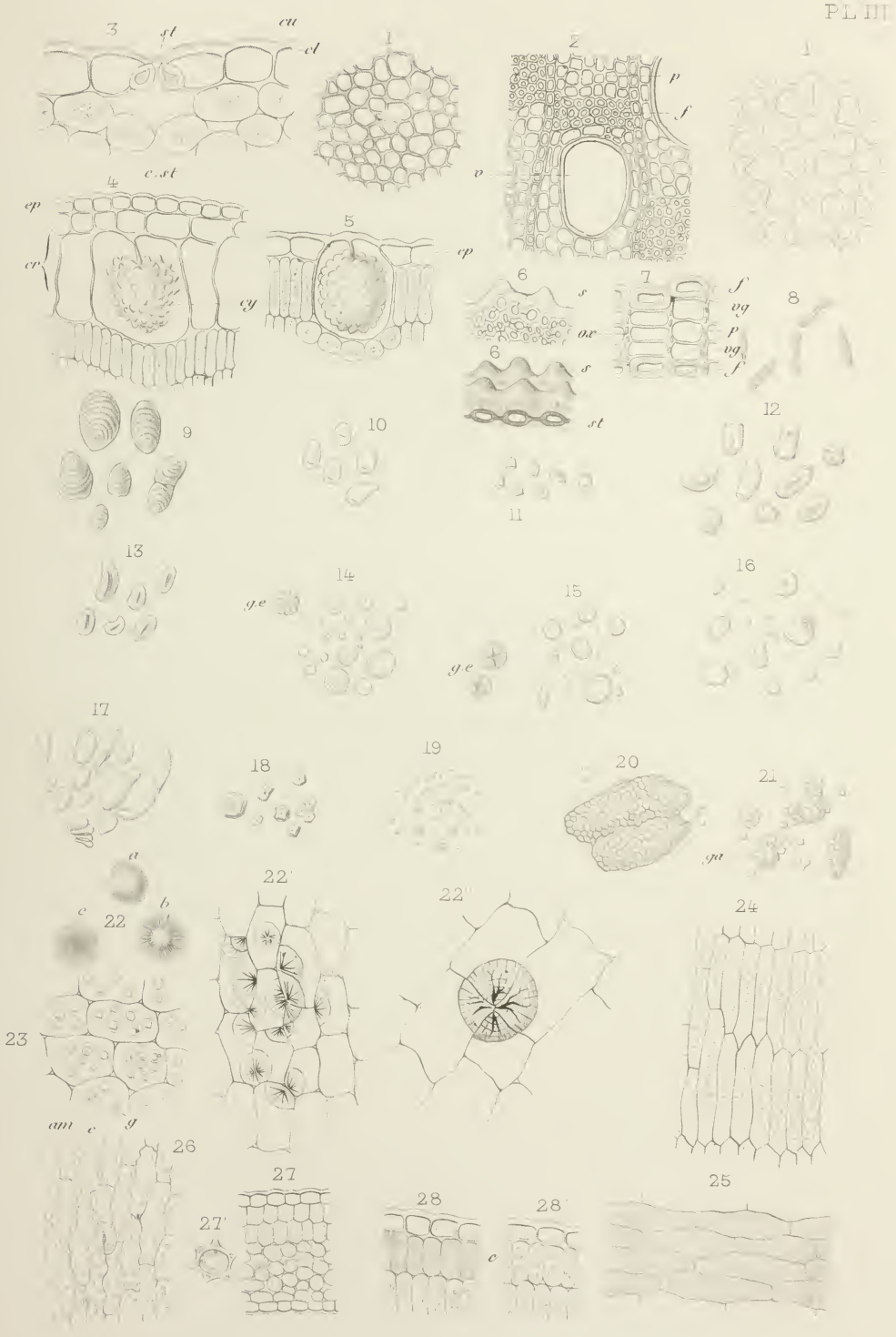
V. Bonnet sc.

Cellule.

PLANCHE III

CELLULE

FIGURE 1. Laminaire digitée. Cellules médianes de la pseudo-tige gonflées par l'eau.
— 1'. Les mêmes cellules vues après dessiccation.
— 2. Coupe transversale dans le bois de Fernambouc : *f*, fibres ligneuses; *v*, vaisseau, *p*, parenchyme.
— 3. Coupe transversale dans la feuille d'*Iris germanica : cu*, cuticule; *cl*, partie cellulosique de la paroi des cellules épidermiques; *st*, stomates; *c. st*, chambre sous-stomatique.
— 4. Feuille de *Ficus clastica*, coupe transversale : *ep*, épiderme; *cr*, couches de renforcement; *cy*, cystolithe.
— 5. Feuille de pariétaire, coupe transversale : *ep*, épiderme; *cy*, cystolithe.
— 6. Coupe transversale dans la tige de l'*Equisetum hyemale* : *s*, saillies siliceuses.
— 6'. Lambeau de l'épiderme du végétal précédent après carbonisation : *s*, silice; *st*, orifice des stomates.
— 7. Coupe transversale dans le liber de la tige de *Juniperus communis : ox*, oxalate de chaux; *vg*, vaisseau grillagé; *p*, parenchyme libérien; *f*, fibre libérienne.
— 8-21. Fécules diverses. — Fig. 8. Amidon des laticifères des Euphorbiacées. — Fig. 9. Pommede terre. — Fig. 10. *Maranta arundinacea* (arrow-root des Indes occidentales). — Fig. 11. Manioc (arrow-root du Brésil). — Fig. 12. Sagou-tapioka. — Fig. 13. Lentilles. — Fig. 14. Blé : *ge*, grain écrasé. — Fig. 15. Seigle : *ge*, grains écrasés. — Fig. 16. Orge. — Fig. 17. *Curcuma leucorrhiza et angustifolia* (arrow-root des Indes orientales). — Fig. 18, Maïs. — Fig. 19. Riz. — Fig. 20. Sarrasin. — Fig. 21. Avoine: *ga*, grains agrégés.
— 22-22'-22". Inuline de la racine des dahlias. — Fig. 22. *a*, *b*, *c*, sphéro-cristaux précipités dans le suc. — Fig. 22', 22". Sphéro-cristaux précipités dans l'intérieur des cellules.
— 23. Grains d'aleurone de l'albumen du ricin : *am*. matière amorphe; *c*, cristalloïde; *g*, globoïde.
— 24. Épiderme supérieur de la corolle du *Calendula officinalis* renfermant des pigments solides.
— 25 Épiderme supérieur de la corolle d'*Althæa rosea*.
— 26. Grains de chlorophylle de l'épiderme inférieur de la feuille de *Selaginella denticulata*.
— 27-27'. Coupe transversale d'une feuille de barbe-de-capucin (*Cichorium Intybus*), montrant ses chromoplastides jaunes. — Fig. 27'. Une des cellules de cette coupe, vue avec une amplification plus considérable.
— 28 et 28'. Coloration automnale et dissimulation de la chlorophylle dans la feuille de *Mahonia aquifolium*. Coupe transversale dans la partie supérieure de cette feuille.



R. Gerard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Cellule

PLANCHE IV

CELLULE ET TISSUS

FIGURE 1. Portion de moelle du *Begonia laura* vue sur une coupe longitudinale : *oc* octaèdres d'oxalate de chaux; *m*, macles d'octaèdres.

— 2. Cristaux prismatiques (*pr*) d'oxalate de chaux pris dans la moelle de la tige du *Mamillaria simplex: am*, amidon.

— 3. Prismes obliques, complets ou non, de la moelle du *Periploca græca*. Ils sont formés par de l'oxalate de chaux.

— 4. Coupe transversale d'une feuille du gui du pommier. Les cellules renferment de l'oxalate de chaux en octaèdres maclés *m*, en prismes *pr* et en masses concrétionnées *co*.

— 5. Faisceau de raphides (*ra*) pris dans une coupe longitudinale de squame de *Scilla maritima*.

— 6. Prismes d'oxalate de chaux des squames desséchées de l'oignon.

— 7-7'. Pied du champignon de couche, vu en coupe transversale (7) et en coupe longitudinale (7').

— 8. Coupe transversale dans le bois de la racine du Quassia de Surinam: *f*, fibres; *v*, vaisseaux; *rm*, rayon médullaire. Les traits pleins qui séparent les éléments représentent les lamelles mitoyennes.

— 9. Coupe transversale de la feuille du *Yucca gloriosa : ast*, vestibule du stomate ; *chst*, chambre sous-stomatique; *cu*, cuticule; *ep*, épiderme; *m*, méat ; *ch. a*, chambre aérifère.

— 10. Coupe transversale de la tige du *Butomus umbellatus : ca*, canal aérifère; *dia*, diaphragme; *m*, méats.

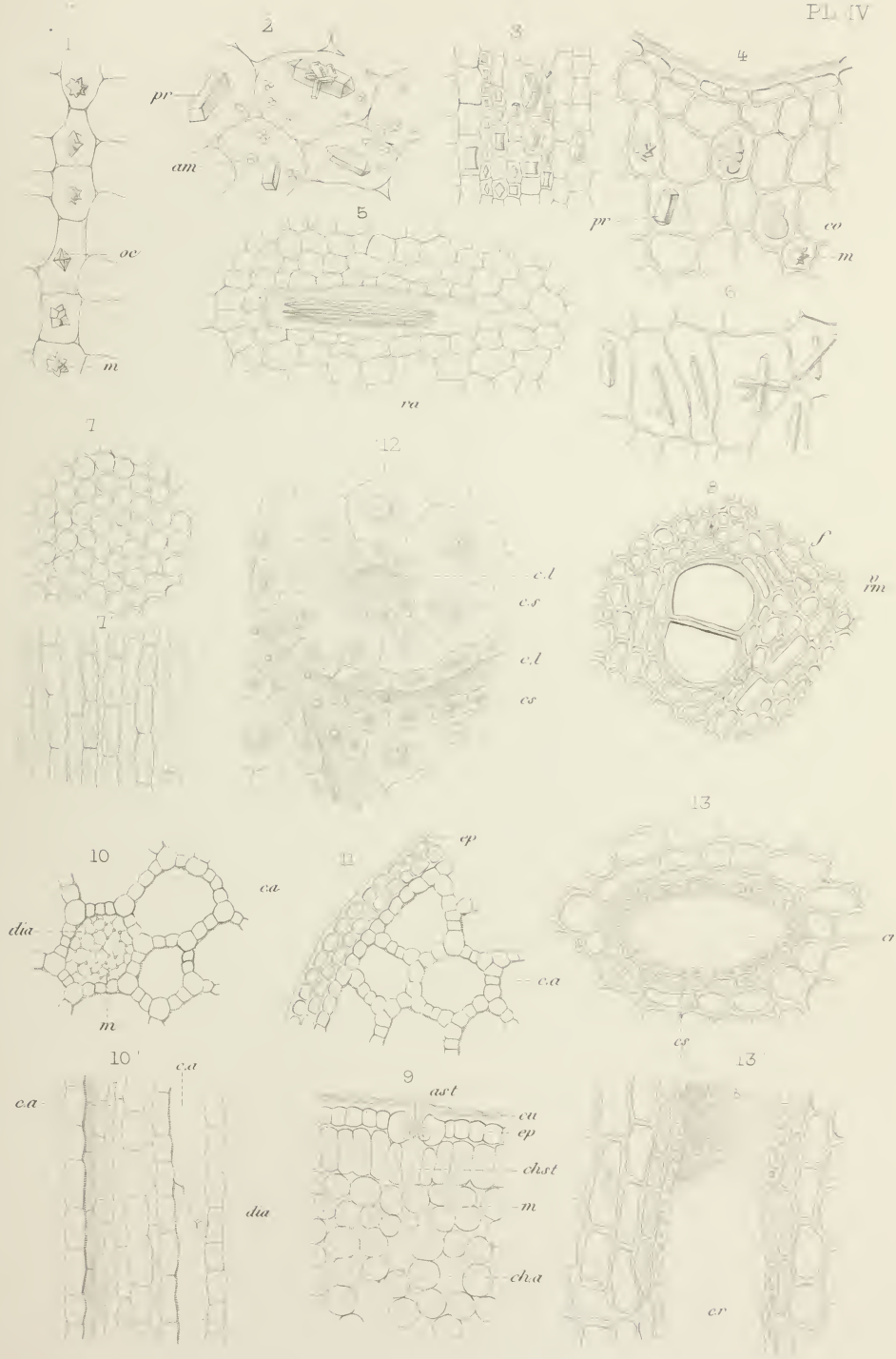
— 10'. Coupe longitudinale de la tige du *Butomus umbellatus :* les lettres comme dans la figure précédente.

— 11. Coupe transversale dans le pétiole de la feuille du *Menyanthes trifoliata : ep*, épiderme; *ca*, canal aérifère.

— 12. Coupe transversale dans le rhizome de l'*Alisma plantago* : *c.l*, canal sécréteur rempli d'un liquide lactescent; *cs*, cellules sécrétrices.

— 13. Coupe transversale dans le parenchyme cortical du *Pinus maritima : cr*, canal-réservoir; *cs*, cellules sécrétrices.

— 13'. Coupe longitudinale du même canal sécréteur. Les lettres comme dans la figure précédente.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Cellule et Tissus.

PLANCHE V

LACUNES ET VAISSEAUX

FIGURE 1. Coupe transversale dans une feuille d'*Acorus Calamus : ep*, épiderme ; *pa*, parenchyme ; *pe*, péricycle ; *l*, liber ; *b*, bois ; *ca*, canal aérifère ; *la*, lacune creusée dans le bois.

— 2. Vue d'ensemble d'une coupe transversale du pétiole du *Conium maculatum : ep*, épiderme ; *col*, collenchyme ; *pa*, parenchyme ; *flb*, faisceaux libéro-ligneux ; *cr*, canal sécréteur ; *la*, lacune.

— 2. Partie grossie de la coupe précédente. La figure montre à droite les cellules déchirées qui bordent la lacune : *pa*, parenchyme ; *cr*, réservoir du canal sécréteur ; *cs*, cellules sécrétrices.

— 3. Vaisseau ponctué aréolé de la tige de *Malva sylvestris : b*, bourrelet indiquant la limite des cellules confondues en vaisseau parfait.

— 4. Vaisseau scalariforme de la tige de la vigne.

— 5. Vaisseau annelé pris dans une coupe longitudinale de la tige du *Saccharum officinarum*.

— 6. Coupe longitudinale passant par un des faisceaux ligneux du pétiole de l'*Aralia spinosa : spa*, vaisseau spiro-annelé ; *t*, trachées de différentes formes ; *r*, vaisseau rayé ; *pb*, parenchyme ligneux.

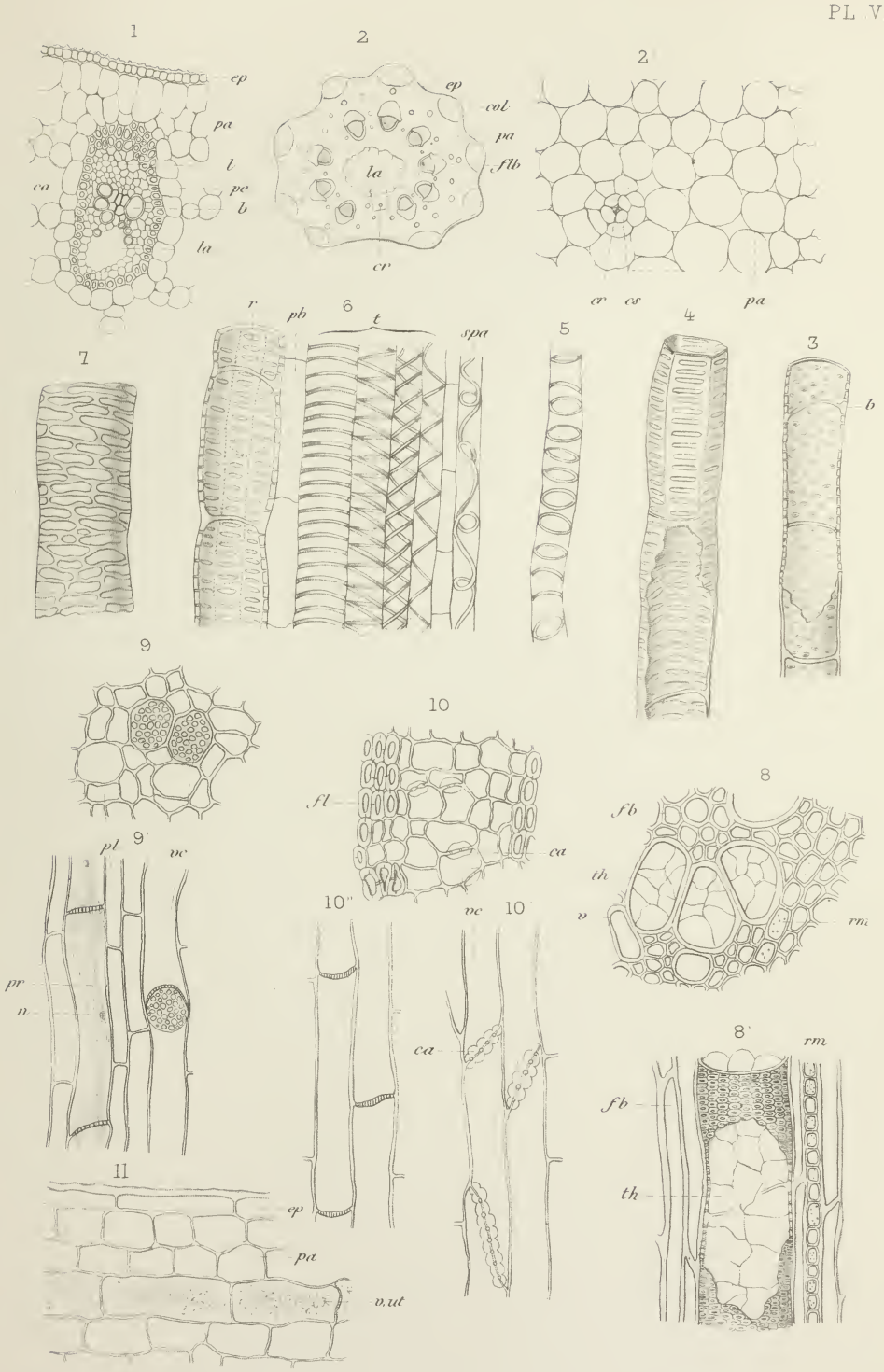
— 7. Vaisseau réticulé pris dans une coupe longitudinale de tige de bryone.

— 8 8'. Coupes tranversale, et longitudinale dans le bois du *Robinia pseudo-acacia : v*, vaisseaux ponctués aréolés ; *fb*, fibres ligneuses ; *rm*, rayons médullaires ; *th*, thylles.

— 9-9'. Coupes transversale et longitudinale dans le liber de la tige de la bryone : *vc*, vaisseaux cribreux ; *pl*, parenchyme libérien ; *pr*, protoplasma ; *n*, nucléus.

— 10-10'-10''. Coupes tranversale et longitudinale dans le liber de la tige de la vigne : 10-10' montrent les vaisseaux cribreux (*vc*) en hiver lorsque les communications entre les cellules superposées sont interrompues par le calus *ca*. 10'' représente les mêmes vaisseaux en été.

— 11. Coupe longitudinale dans la base d'une squame d'oignon : *ep*, épiderme ; *pa*, parenchyme ; *v. ut*, vaisseaux utriculeux.



R. Gerard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Lacunes et Vaisseaux.

PLANCHE VI

APPAREILS SÉCRÉTEUR ET RESPIRATOIRE

Figures 1-1'. Coupes transversale et longitudinale dans le parenchyme cortical du rhizome du turbith montrant les vaisseaux laticifères imparfaits de cette plante : *r*, résine ; *am*, amidon.

— 2-2'. Coupes transversale et longitudinale dans le liber de la racine du *Lactuca virosa* montrant les vaisseaux laticifères parfaits *la* et le parenchyme libérien *pl*.

— 3-3'. Coupes transversale et longitudinale dans la moelle de la tige du *Rubus fruticosus ; v. tan*, vaisseaux imparfaits contenant du tanin ; *p. m*, parenchyme médullaire.

— 4-4'. Épiderme supérieur de la feuille du *Vinca major*. — Fig. 4'. Épiderme inférieur de la feuille du même végétal : *ep*, cellules épidermiques ; *st*, stomates.

— 5. Épiderme de la feuille d'*Iris germanica* : *c. st*, cellules stomatiques ; *os*, ostiole.

— 6. Épiderme de la feuille du *Coriaria myrtifolia : st*, appareil stomatique ; *c. ac*, cellules accessoires du stomate portant des stries cuticularisées ; *ep*, épiderme.

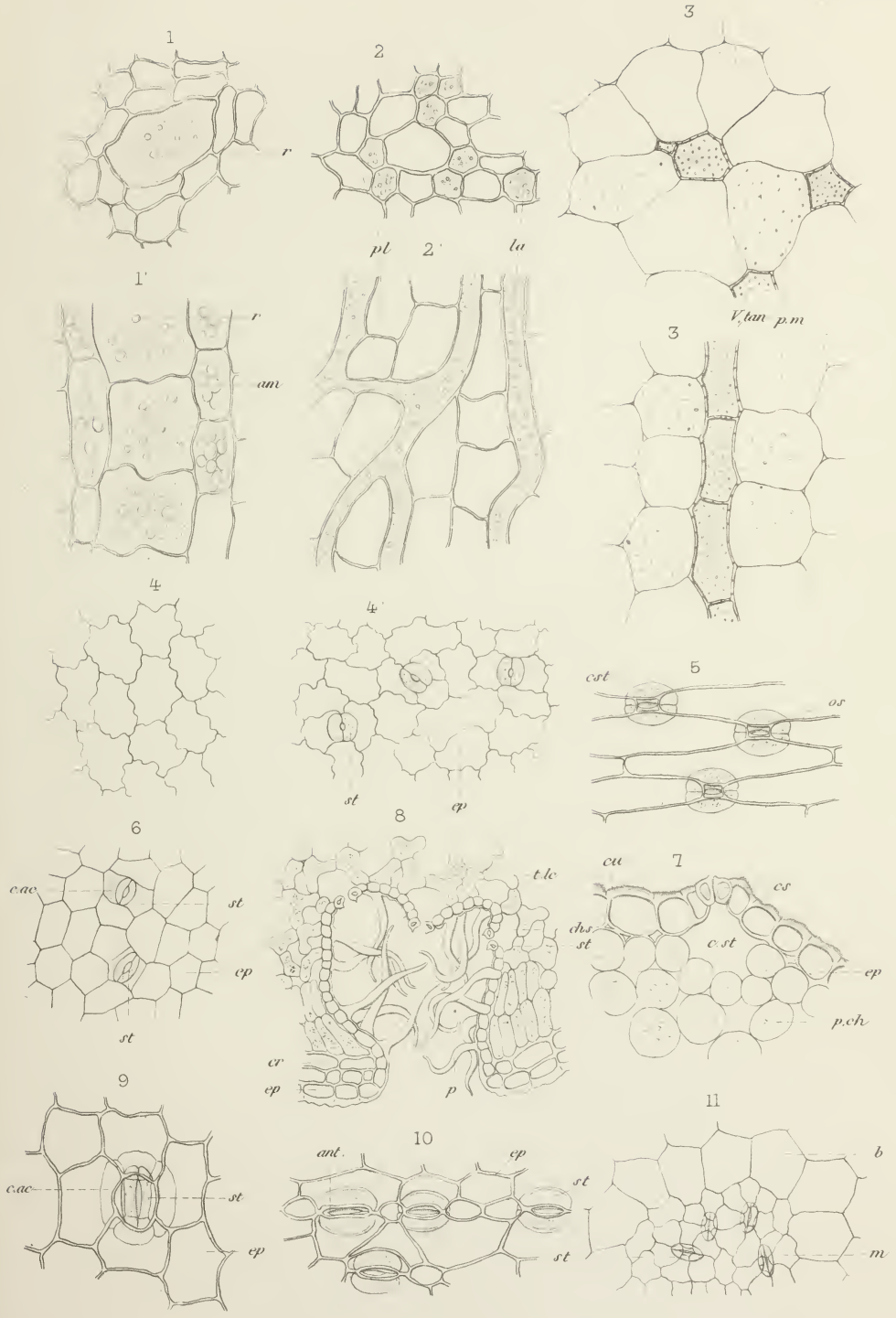
— 7. Coupe transversale dans le pétiole du *Rumex hydrolapathum : cs*, cellules stomatiques ; *cu*, cuticule ; *c. st*, chambre sous-stomatique ; *ep*, épiderme ; *p. ch*, parenchyme chlorophyllien.

— 8. Coupe transversale dans le limbe de la feuille du *Nerium oleander : t. lc*, tissu caverneux ; *st*, stomate ; *chs*, chambre sous-stomatique ; *p*, poil ; *ep*, épiderme ; *cr*, couches de renforcement.

— 9. Épiderme de la feuille de *Commelina communis : st*, cellules stomatiques ; *c. ac*, cellules accessoires ; *ep*, épiderme.

— 10. Épiderme inférieur de la feuille du *Cephalotaxus pedunculata : ep*, cellules épidermiques ; *st*, cellules stomatiques ; *ant*, vestibule.

— 11. Épiderme inférieur de la feuille du *Saxifraga sarmentosa : b*, larges cellules isolant les plages *m*, qui portent seules des stomates *st*.



R. Gerard et V. Bonnet del

V. Bonnet sc.

Appareils secréteur et respiratoire.

PLANCHE VII

APPAREIL TÉGUMENTAIRE

Figure 1. Coupe transversale dans le limbe de la feuille de *Piper medium : cp*, épiderme supérieur; *cr*, couche de renforcement.

— 2-2'. Coupes transversale et longitudinale dans la feuille du *Cephalotaxus pedunculata : ep*, épiderme; *fh*, fibres hypodermiques.

— 3. Coupe transversale dans une jeune tige du *Datura Stramonium : ep*, épiderme; *col*, collenchyme; *pc*, parenchyme cortical.

— 4-4'. Coupes transversale et longitudinale dans une jeune tige de *Nepeta cataria : p*, poil; *ep*, épiderme; *col*, collenchyme; *pc*, parenchyme cortical.

— 5. Coupe longitudinale; fig. 5', coupe transversale dans la tige du *Nerium Oleander : ep*, épiderme; *ap*, assise phellogène; *col*, collenchyme.

— 6. Coupe transversale; fig. 6', coupe longitudinale dans la tige du *Cytisus laburnum : per*, périderme; *ap*, assise phellogène; *pc*, parenchyme cortical.

— 7. Coupe transversale dans le liège du *Philadelphus coronarius : ap*, assise phellogène; *s.sc*, suber scléreux; *pe*, péricycle formé de cellules scléreuses *csc*.

— 8. Coupe transversale dans la racine jeune du *Ruscus aculeatus : ma*, membrane épidermique ou absorbante; *pa*, papille; *me*, membrane épidermoïdale.

— 9. Coupe transversale dans la racine jeune d'*Atriplex hastata : pr*, poil radical; *ma*, membrane absorbante; *me*, membrane épidermoïdale.

— 10. Coupe transversale dans la racine de l'*Asparagus officinalis : ma*, membrane absorbante; *pa*, papille; *sub*, subéroïde; *sc*, sclérenchyme hypodermique.

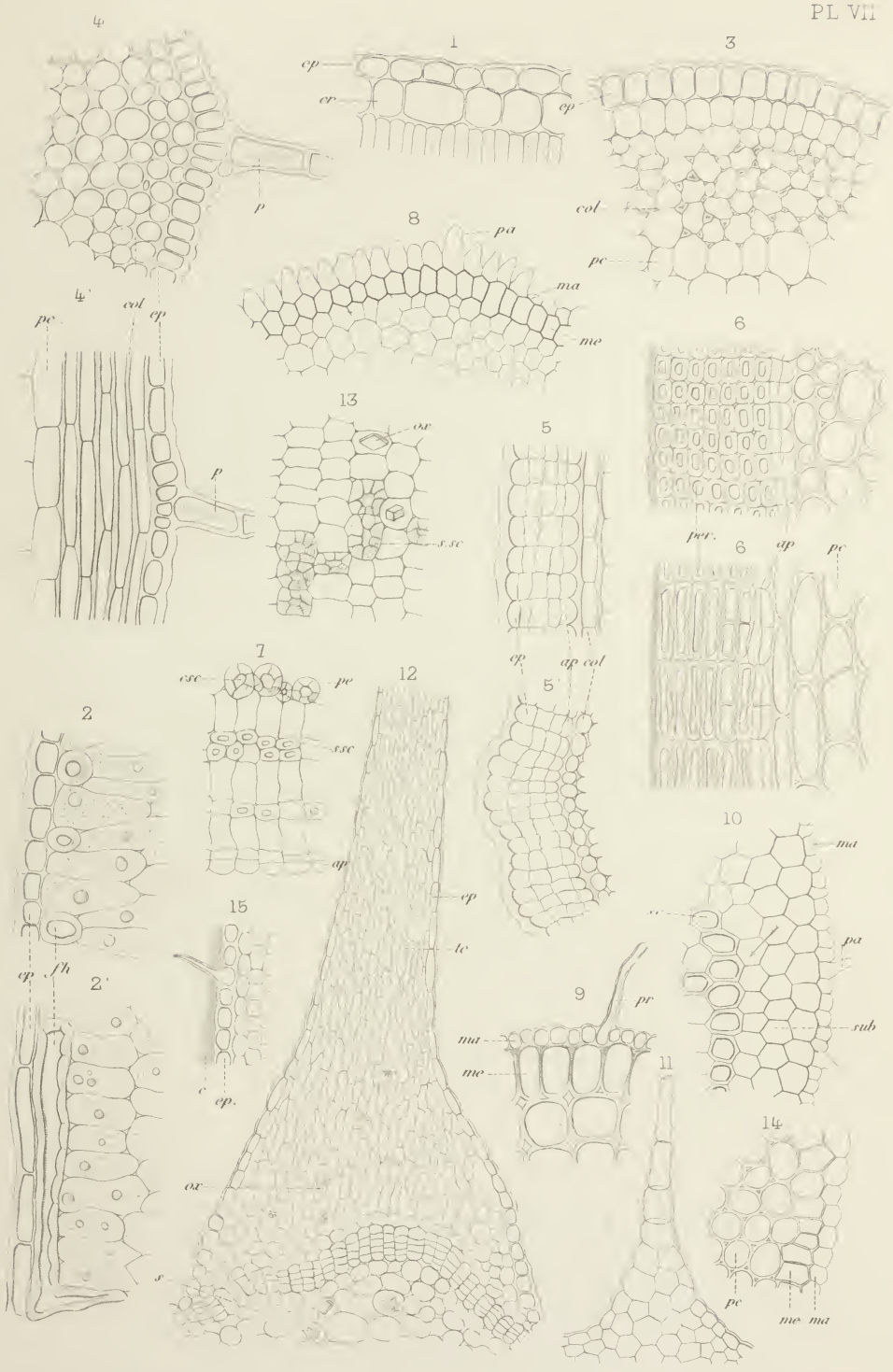
— 11. Coupe transversale du fruit d'*Ecbalium momordica* passant par une émergence.

— 12. Coupe transversale dans la tige du *Rosa canina* passant par un aiguillon : *ep*, épiderme; *tc*, tissu parenchymateux; *s*, suber; *ox*, oxalate de chaux.

— 13. Coupe transversale dans le liège du *Strychnos nux vomica : ox*, oxalate de chaux; *s. sc*, suber scléreux.

— 14. Coupe transversale dans la racine de *Ranunculus repens : ma*, membrane absorbante; *me* membrane épidermoïdale; *pc*, parenchyme cortical.

— 15. Coupe transversale dans la tige du *Saccharum officinarum : c*, cire; *ep*, épiderme.



R. Gerard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Appareil tégumentaire.

PLANCHE VIII

POILS DES VÉGÉTAUX

FIGURE 1. Papilles de l'épiderme de la corolle du *Dianthus Caryophyllus* vues en coupe transversale.

— 2. Poil court de l'épiderme de la feuille du *Nerium oleander*.

— 3. Épiderme de la feuille de *Stranvæsia glaucescens* montrant un stomate *st*, et la trace (*cp*) laissée par un poil tombé.

— 3'. Coupe perpendiculaire au limbe de la même feuille montrant les mêmes éléments.

— 4. Poil monocellulaire droit de la bourrache.

— 5. Poil monocellulaire ramifié des feuilles d'*Arabis alpina*.

— 6. Poil monocellulaire en navette de la feuille du *Cheiranthus Cheiri*.

— 7. Poil massif du *Viburnum lantana*.

— 8. Poil pluricellulaire unisérié de la feuille de digitale.

— 9. Poil pluricellulaire unisérié de la feuille du *Conyza squarrosa*.

— 10. Poil pluricellulaire terminé en navette pris sur la feuille de l'absinthe.

— 11. Poil pluricellulaire ramifié de la feuille du romarin.

— 12. Poil laineux du bouillon blanc.

— 13. Poil massif de la feuille d'*Hieracium Pilosella*.

— 14. Poil scarieux de la face inférieure de la fronde du *Ceterach officinarum* : *at*, son point d'attache.

— 15. Poil en écusson de la feuille de l'olivier. — Fig. 15'. Le même vu en coupe médiane.

R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Poils des végétaux.

PLANCHE IX

APPAREILS TÉGUMENTAIRE ET CONJONCTIF

FIGURE 1. Poils sécréteurs à glande monocellulaire de la feuille du *Pelargonium odoratissimum.*

— 2. Poil sécréteur à glande bicellulaire de la feuille du *Veronica officinalis.*

— 3. Poil sécréteur à glande cupuliforme de la feuille du thym.

— 4. Poils sécréteurs à glande quadricellulaire du fruit de l'*Ecbalium momordica.*

— 5. Poils sécréteurs à glande pluricellulaire de la feuille de la belladone.

— 6. Poil sécréteur à glande pluricellaire de la feuille du tabac.

— 7. Poil sécréteur à glande pluricellulaire de la feuille du *Datura Stramonium.*

— 8. Lambeau d'épiderme pris sur la feuille d'*Urtica urens : pex*, poil excrétoire; *ps*, poil sécréteur à glande bicellulaire; *Ply*, poil lymphatique.

— 9. Coupe transversale dans la pérule d'un bourgeon de peuplier : elle montre une feuille entière et une portion d'une seconde feuille : *r*, résine; *eps*, épiderme supérieur des écailles; *epi*, épiderme inférieur; *F*, faisceau libéro-ligneux; *csc*, cellules scléreuses.

— 10. Coupe transversale dans un cladode de *Xylophylla angustifolia : tc*, tissu conjonctif; *fc*, fibres placées dans le tissu conjonctif.

— 11. Coupe longitudinale dans l'écorce du tulipier de Virginie : *ep*, épiderme; *s*, suber; *col*, collenchyme; *gl*, glande monocellulaire; *csc*, cellules scléreuses; *tc*, tissu conjonctif.

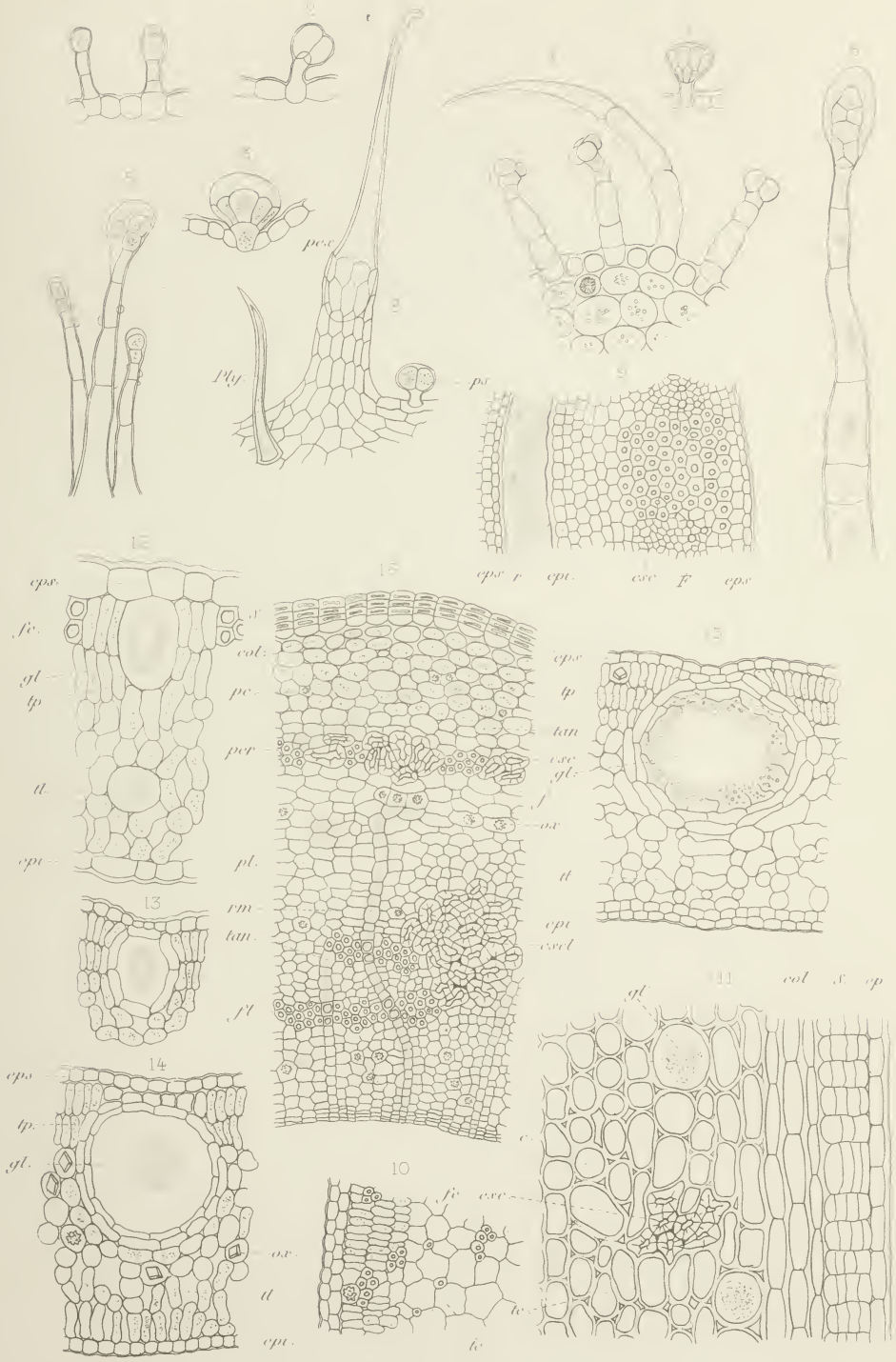
— 12. Coupe transversale dans le parenchyme de la feuille du Camphrier : *eps*, épiderme supérieur; *fs*, fibres du tissu conjonctif; *gl*, glandes monocellulaires; *tl*, tisssu caverneux; *epi*, épiderme inférieur.

— 13. Coupe transversale dans le parenchyme de la feuille du *Myrtus communis :* exemple de glande schizogène.

— 14. Coupe transversale dans le parenchyme de la feuille d'*Eucalyptus globulus : eps*, épiderme supérieur; *tps*, tissu en palissade; *gl*, glande schizogène; *ox*, oxalate de chaux; *tl*, tissu caverneux; *epi*, épiderme inférieur.

— 15. Coupe transversale dans le parenchyme de la feuille du Bigaradier; les lettres comme dans les figures 12 et 14. Les cellules sécrétrices ont été rompues par le rasoir, ce qui semble donner faussement une origine lysigène à cette glande.

— 16. Coupe transversale dans l'écorce du chêne : *s*, suber; *col*, collenchyme; *per*, péricycle; *f*, fibres du péricycle; *ox*, oxalate de chaux; *cscl*, cellules scléreuses; *pl*, parenchyme libérien; *rm*, rayon médullaire; *tan*, tanin; *fl*, fibres libériennes; c, cambium.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc

Appareils tégumentaire et conjonctif.

PLANCHE X

APPAREIL CONDUCTEUR DES SÈVES (BOIS ET LIBER)

LÉGENDE GÉNÉRALE

end, endoderme.
cr, couche rhizogène.
fl, fibres libériennes.
fb, fibres ligneuses.
vc, vaisseaux cribreux.
vb, vaisseaux du bois.
pb, parenchyme ligneux.
pl, parenchyme libérien.
rm, rayons médullaires.
ox, oxalate de chaux.

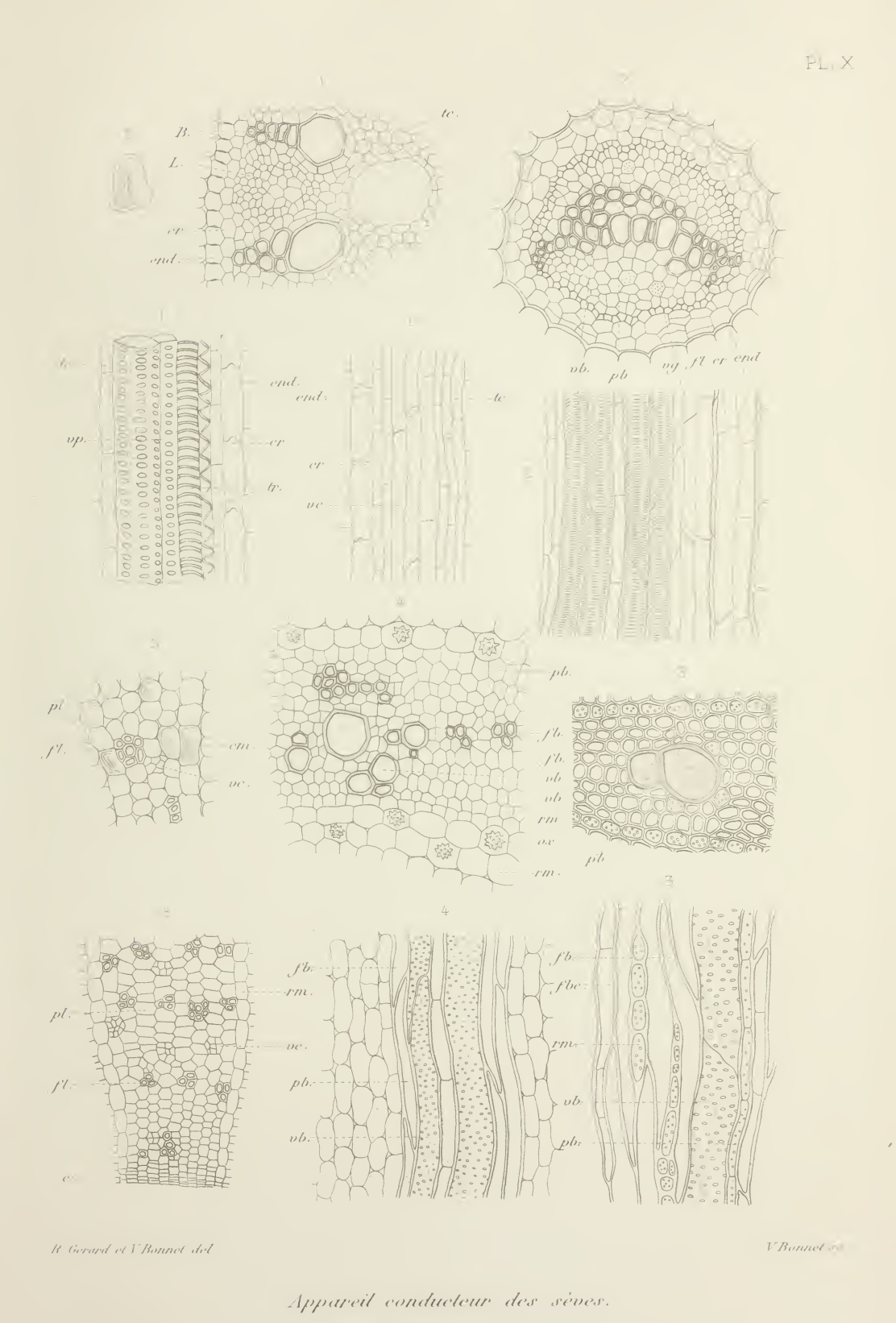
FIGURES 1-1″. Racine du *Philodendron pertusum*. — Fig. 1. Coupe transversale dans le cylindre central ; B, bois ; L, liber ; *tc*, tissu conjonctif. — Fig. 1′. Coupe longitudinale passant par le bois ; *vp*, vaisseaux ponctués ; *tr*, trachées ; *tc*, tissu conjonctif. — Fig. 1″. Coupe longitudinale passant par le liber ; *tc*, tissu conjonctif.

— 2-2′. Coupes transversale et longitudinale d'un faisceau libéro-ligneux du rhizome du *Polypodium vulgare : vg*, vaisseaux grillagés.

— 3-3′. Coupes transversale et longitudinale dans le bois de la racine du grenadier : *fbc*, fibres ligneuses cloisonnées.

— 4-4′. Coupes transversale et longitudinale dans le bois de la racine de la patience.

— 5-5″. Coupes transversales dans la racine de la guimauve. — Fig. 5. Portion de liber : *c*, cambium. — Fig. 5′. Partie de la même coupe montrant les cellules à mucilage, *cm*. — Fig. 5″ Cellule pleine de mucilage.



R. Gerard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Appareil conducteur des sèves.

(Bois et Liber)

PLANCHE XI

APPAREIL CONDUCTEUR. TIGE

LÉGENDE GÉNÉRALE

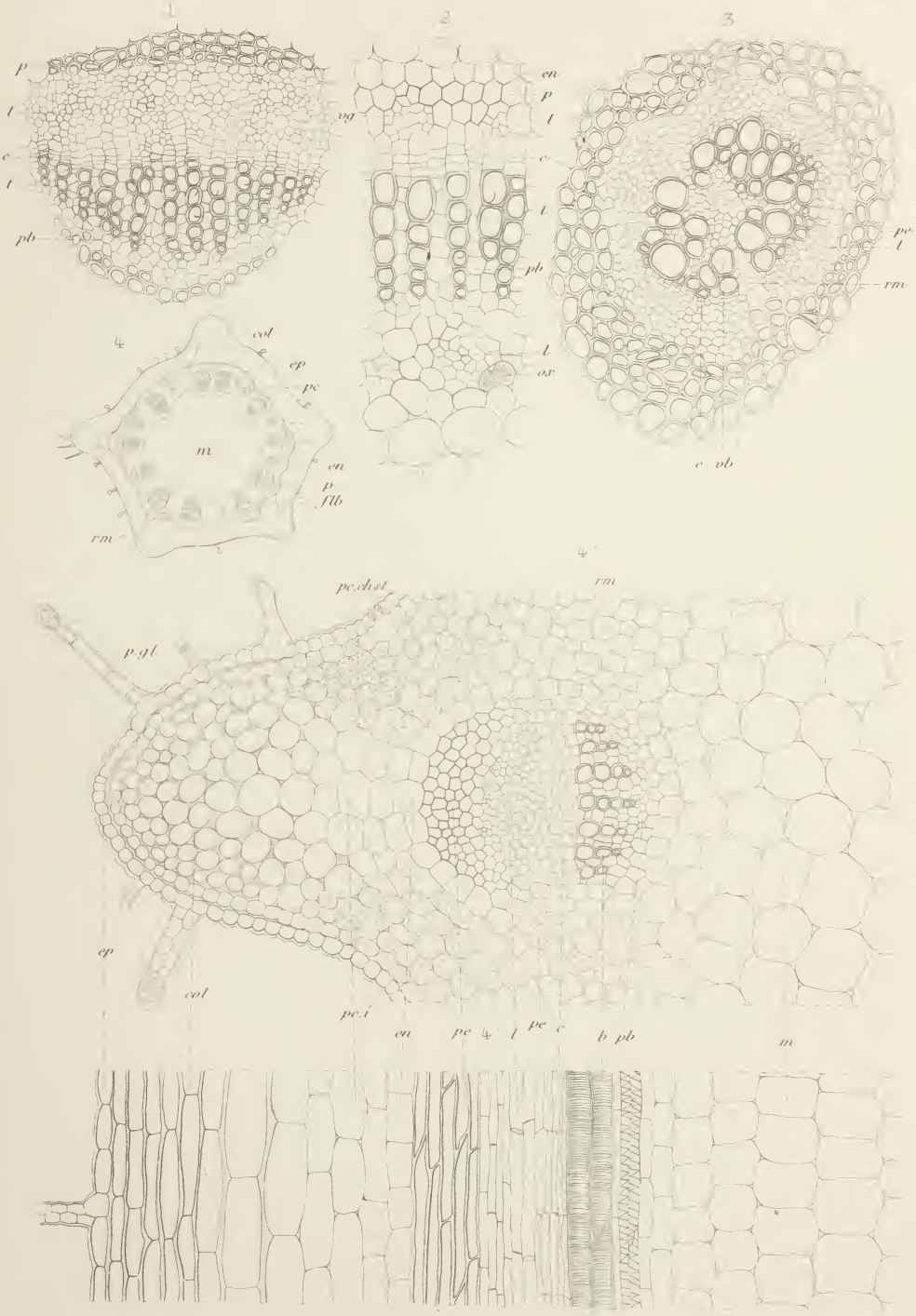
ep, épiderme.
col, collenchyme.
en, endoderme.
p, *pe*, péricyle.
pc, parenchyme cortical.
vb, vaisseaux du bois.
l, liber.
c, cambium.
t, trachées.
pb, parenchyme ligneux.
rm, rayons médullaires.
m, moelle.

Figure 1. Coupe transversale d'un faisceau collatéral pris dans le pétiole du *Balsamita suaveolens*.

— 2. Coupe transversale dans le pétiole de la feuille du *Nicotiana tabacum* montrant un faisceau bi-collatéral : *vg*, vaisseaux grillagés ; *ox*, oxalate de chaux.

— 3. Coupe transversale dans le pétiole de la feuille du cochléaria montrant un faisceau concentrique.

— 4-4''. Pédoncule florifère du *Calendula officinalis*. — Fig. 4. Coupe transversale, vue d'ensemble : *flb*, faisceaux libéro-ligneux. — Fig. 4'. Portion de la coupe transversale grossie. — Fig. 4''. Coupe longitudinale correspondant à la coupe 4' : *p. gl*, poils glandulifères ; *pc. ch*, parenchyme cortical chlorophyllien ; *st*, stomates ; *pc. i*, parenchyme cortical incolore ; *b*, bois.



R. Gérard del. V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Appareil conducteur. Tige.

PLANCHE XII

TIGE

LÉGENDE GÉNERALE

ep, épiderme.
s, suber.
col, collenchyme.
pc, parenchyme cortical.
en, endoderme.
pe, péricycle.
sc, sclérenchyme.
l, liber.
c, cambium.
B^2, b^2, bois secondaire.
B^1, b^1, bois primaire.
m, moelle.
rm, rayons médullaires.
ox, oxalate de chaux.

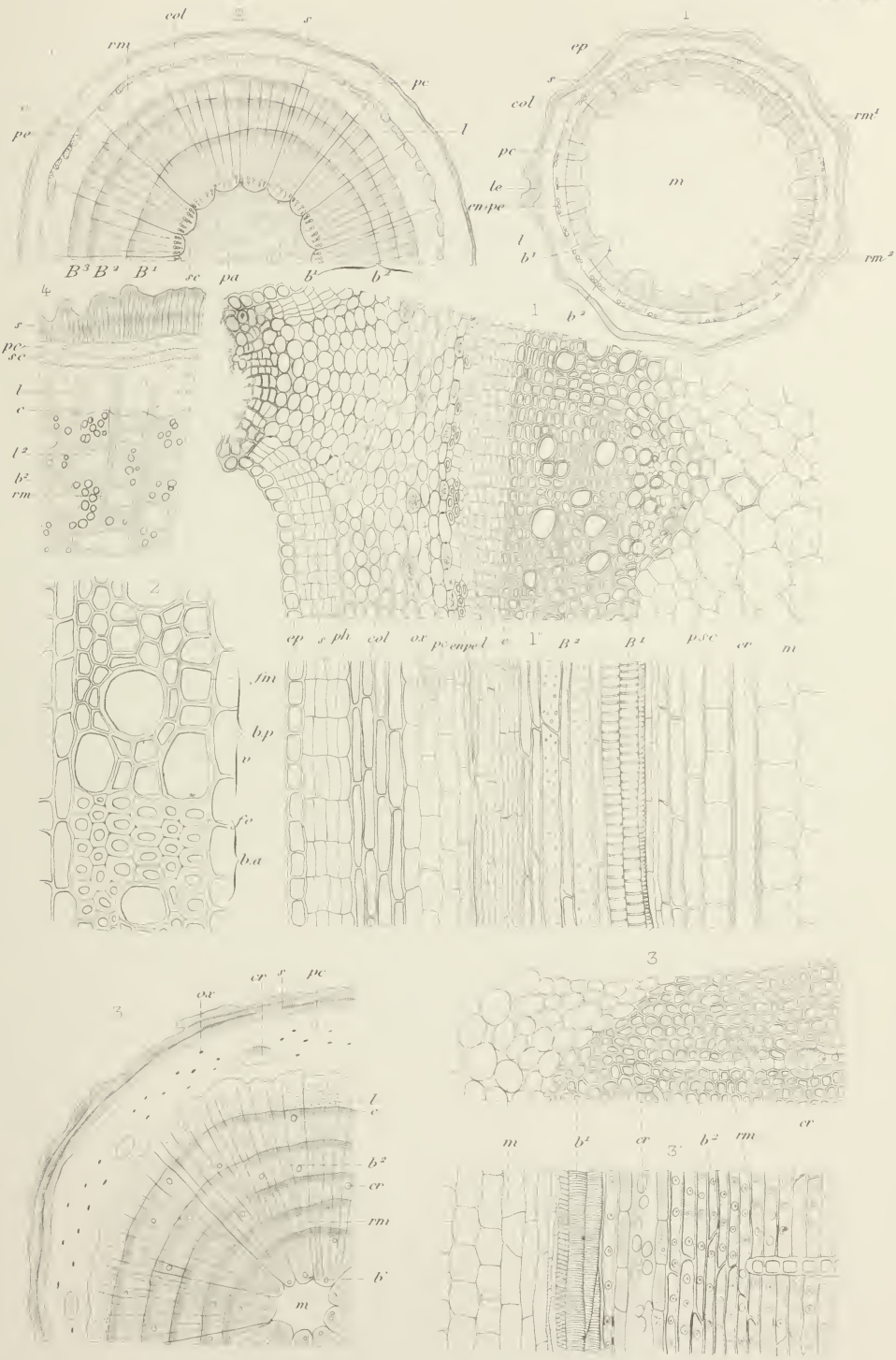
FIGURES 1-1″. Tige de sureau noir au début de l'âge secondaire. — Fig. 1. Vue d'ensemble : *le*, lenticelle ; rm^1, rayons médullaires primaires ; rm^2, rayons médullaires secondaires. — Fig. 1′. Portion grossie de la coupe transversale : *ph*, assise phellogène ; *psc*, sclérenchyme ; *cr*, cellule résineuse. — Fig. 1″. Coupe longitudinale correspondant à la coupe transversale précédente.

— 2. Coupe transversale dans un rameau de trois ans du *Malus acerba ;* moitié d'une vue d'ensemble ; b^1, bois primaire ; b^2, bois secondaire ; B^1, bois de la première année ; B^2, bois de la seconde année ; B^3, bois de la troisième année.

— 2′. Portion de la coupe précédente fortement grossie, destinée à montrer la ligne de démarcation des couches annuelles : *ba*, bois d'automne ; *fe*, fibres ligneuses épaissies ; *bp*, bois du printemps ; *v*, vaisseaux ; *fm*, fibres ligneuses minces.

— 3-3″. Tige âgée de *Pinus maritima*. — Fig. 3. Coupe transversale, partie de la vue d'ensemble : *cr*, canaux résineux. — Fig. 3′. Coupe transversale du bois : partie profonde grossie. — Fig. 3″. Coupe longitudinale correspondant à la coupe transversale précédente.

— 4. Coupe transversale dans une tige d'un Strychnos : l^2, liber secondaire.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Tige.

PLANCHE XIII

DESQUAMATION ET TIGE ARTICULÉE DU GUI

LÉGENDE GÉNÉRALE

ep, épiderme.
col, collenchyme.
pc, parenchyme cortical.
en, endoderme.
pe, péricycle.
l, liber.
fl, fibres libériennes.
lm, liber mou.
c, cambium.
b, bois.
b^2, bois secondaire.
b', bois primaire.
rm, rayon médullaire.
m, moelle.
sc, sclérenchyme.
pr, prosenchyme.

FIGURE 1-1'. Coupes transversales dans un rameau de l'année de *Vitis vinifera*. — Fig. 1. Vue d'ensemble. — Fig. 1'. Portion grossie de l'écorce; *r*, raphides.

— 2-2'. Coupes transversales dans un rameau de dux ans de *Vitis vinifera*. — Fig. 2. Vue d'ensemble : *s'*, suber. — Fig. 2'. Portion grossie de l'écorce : *s'*, suber.

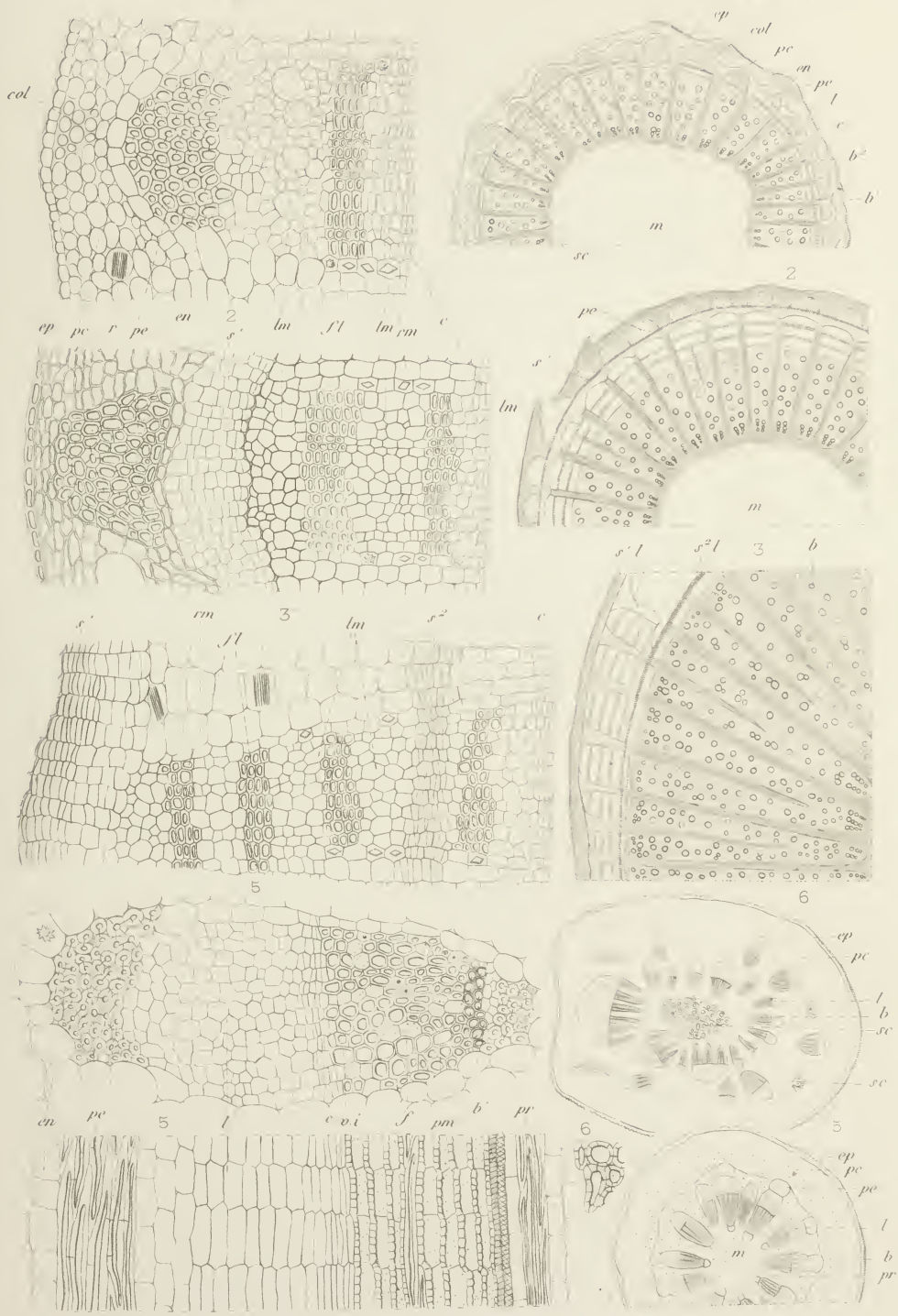
— 3-3'. Coupes transversales dans un rameau de trois ans de *Vitis labrusca*. — Fig. 3. Portion de la vue d'ensemble : *s'*, première couche de suber; s^2 deuxième couche de suber. — Fig. 3'. Portion grossie de l'écorce : les lettres comme précédemment.

— 5. Coupe transversale dans le milieu d'un entre-nœud du gui.

— 5'-5''. Coupes transversales et longitudinales correspondantes d'un faisceau libéro-ligneux de la tige du gui : *vi*, vaisseaux imparfaits; *f*, fibres ligneuses cellulosiques ; *pm*, parenchyme ligneux.

— 6. Coupe transversale passant par un nœud de la tige du gui.

— 6'. Quelques cellules du massif scléreux central représenté dans la figure précédente.



R. Gérard et V. Bonnet del. V. Bonnet sc.

Desquamation et tige articulée du Gui.

PLANCHE XIV

TIGES ANOMALES DES DICOTYLÉDONES

LÉGENDE GÉNÉRALE

ep, épiderme.
col, collenchyme.
pc, parenchyme cortical.
pe, péricycle.
l, liber.
c, cambium.
b, bois.
b [1], bois primaire.
b [2], bois secondaire.
m, moelle.
flb, faisceaux libéro-ligneux.

FIGURE 1. Coupe transversale dans la tige d'*Œnanthe crocata : flb.a*, faisceaux anormaux ; *cr*, canal sécréteur.

— 2. Coupe transversale dans la tige du *Phytolacca dioica*, vue d'ensemble : *pc. e*, partie externe du parenchyme cortical ; *pc, i* partie interne du parenchyme cortical ; *ox*, oxalate de chaux ; *pa* [2], parenchyme secondaire formé par le péricycle ; *f* [3], faisceaux libéro-ligneux tertiaires ; *ffm*, faisceaux médullaires.

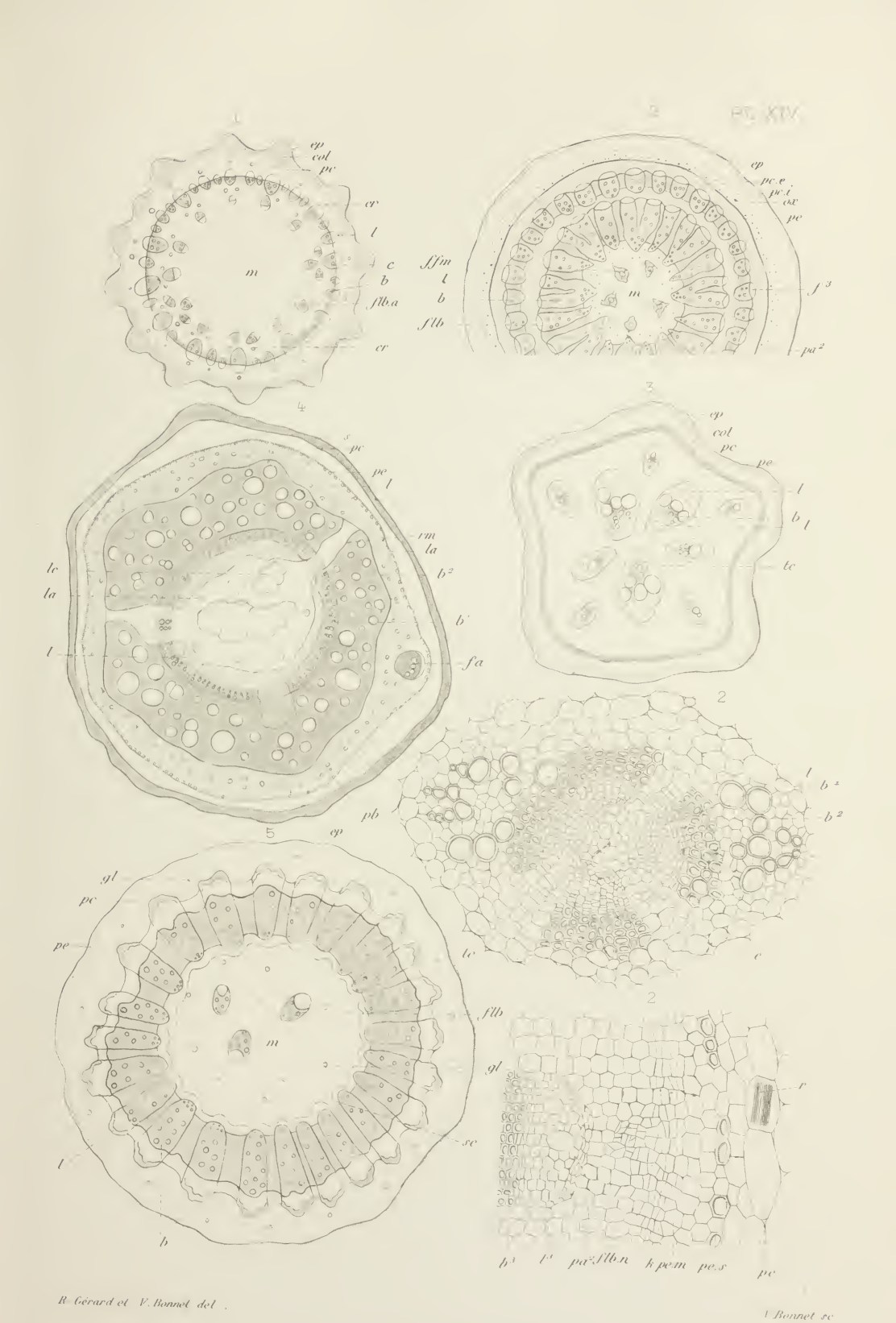
— 2'. Coupe transversale dans l'un des faisceaux médullaires de la tige du *Phytolacca dioica* : *tc*, tissu conjonctif.

— 2''. Coupe transversale dans la partie externe du cylindre central de la tige du *Phytolacca dioica : r*, raphides ; *pe, s*, partie scléreuse du péricycle ; *pe, m*, partie molle du péricycle ; *k*, partie génératrice du péricycle ; *flbn*, faisceau libéro-ligneux tertiaire en voie de formation ; *pa* [2], parenchyme secondaire ; *b* [3], *l* [3], faisceau libéro-ligneux tertiaire développé.

— 3. Coupe transversale dans la tige de la bryone dioïque : *tc*, tissu conjonctif.

— 4. Coupe transversale dans le rhizome du turbith végétal : *s*, suber ; *fa*, faisceau anomal ; *rm*, rayon médullaire ; *la*, laticifères ; *lc*, lacunes.

— 5. Coupe transversale dans la tige du *Piper medium : gl*, glandes.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Tiges anomales des dicotylédones.

PLANCHE XV

TIGE

LÉGENDE GÉNÉRALE

ep, épiderme.
s, suber.
col, collenchyme.
pc, parenchyme cortical.
en, endoderme.
pe, péricycle.
l, liber.
vg, vaisseaux grillagés.
b, bois.
t, trachées.
b', bois primaire.
b ², bois secondaire.
c, cambium.
pa, parenchyme.
pl, parenchyme ligneux.

Figure 1. Coupe transversale dans la tige du *Calycanthus florida : fc*, faisceaux corticaux ; *pr*, prosenchyme ; *gl*, glandes.

— 2. Coupe transversale dans la tige du *Serjania triternata : p*, poils ; *sc* sclérenchyme ; *tc*, tissu conjonctif.

— 3. Coupe transversale dans la tige du *Ruscus aculeatus*, vue d'ensemble : *f*, faisceaux libéro-ligneux ; *sc*, prosenchyme.

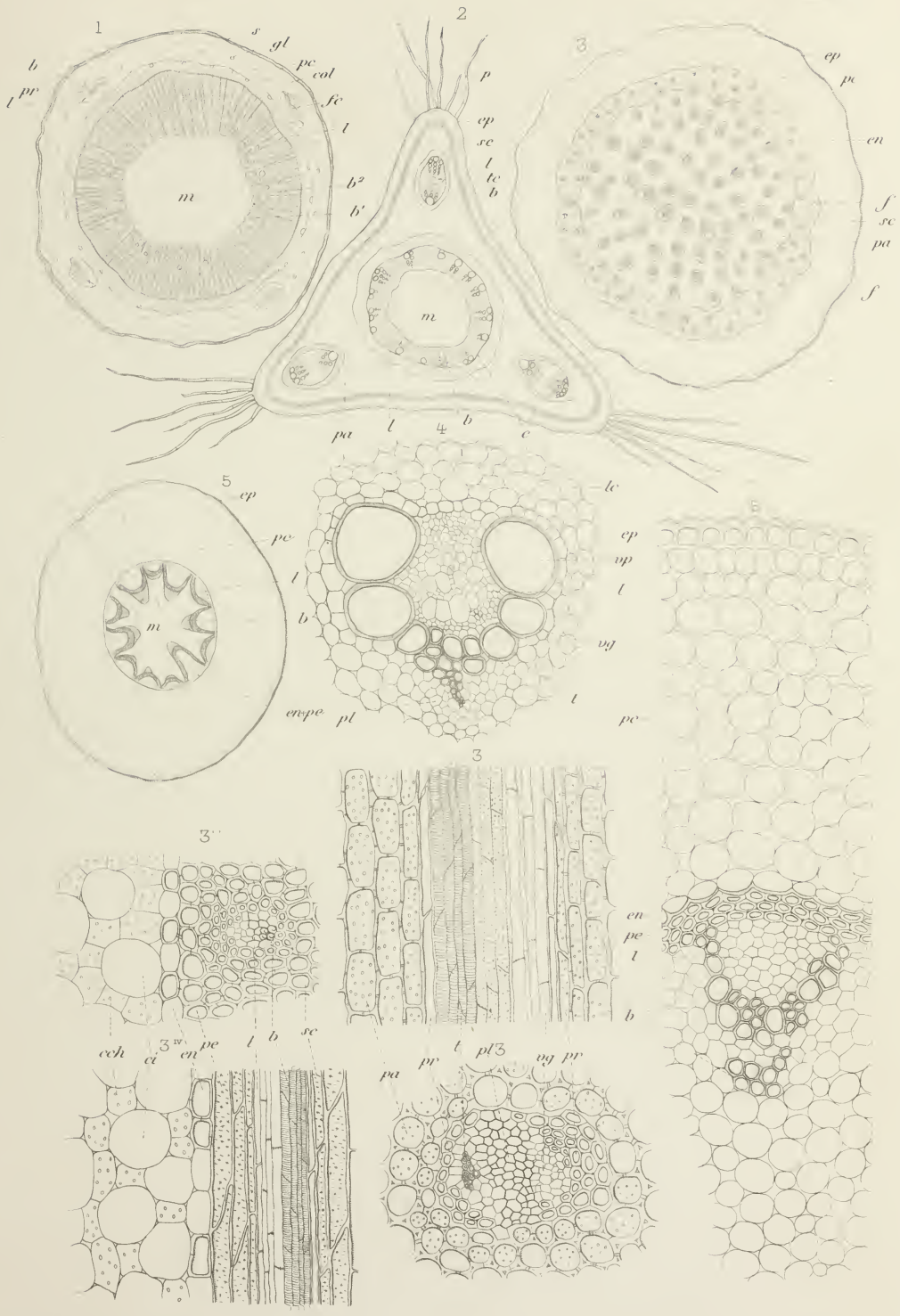
— 3', 3''. Coupes transversale et longitudinale de l'un des gros faisceaux libéro-ligneux médians du *Ruscus aculeatus : pr*, prosenchyme.

— 3''', 3ᵢᵛ. Coupes transversale et longitudinale, montrant le péricycle et les régions voisines de la tige du *Ruscus aculeatus : cch*, cellules chlorophylliennes du parenchyme cortical ; *ci*, cellules incolores aquifères du même parenchyme ; *sc*, prosenchyme.

— 4. Coupe transversale montrant un des gros faisceaux libéro-ligneux de la tige de l'asperge : *vp*, vaisseaux ponctués ; *tc*, tissu conjonctif.

— 5. Coupe transversale de la tige du *Convallaria majalis :* vue d'ensemble.

— 5'. Portion grossie de la coupe précédente.



R. Cérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Tige.

PLANCHE XVI

TIGE DES MONOCOTYLÉDONES

LÉGENDE GÉNÉRALE

ep, épiderme.
s, suber.
col, collenchyme.
pc, parenchyme cortical
en, endoderme.
pe, péricycle.
l, liber.
b, bois.
flb, faisceaux libéro-ligneux.
tc, tissu conjonctif.

Figure 1. Coupe transversale du rhizome du *Triticum repens*, vue d'ensemble : *la*, lacune centrale ; *ff*, faisceaux corticaux ou foliaires.

— 1'. Portion grossie de la coupe précédente : *hy*, hypoderme. Lisez à droite *tc* au lieu de *pc*.

— 2. Vue d'ensemble de la coupe transversale d'une tige de *Tradescantia Virginica : pch*, parenchyme cortical chlorophyllien ; *flbe* faisceaux libéro-ligneux externes ; *flbi*, faisceaux libéro-ligneux internes ou médullaires.

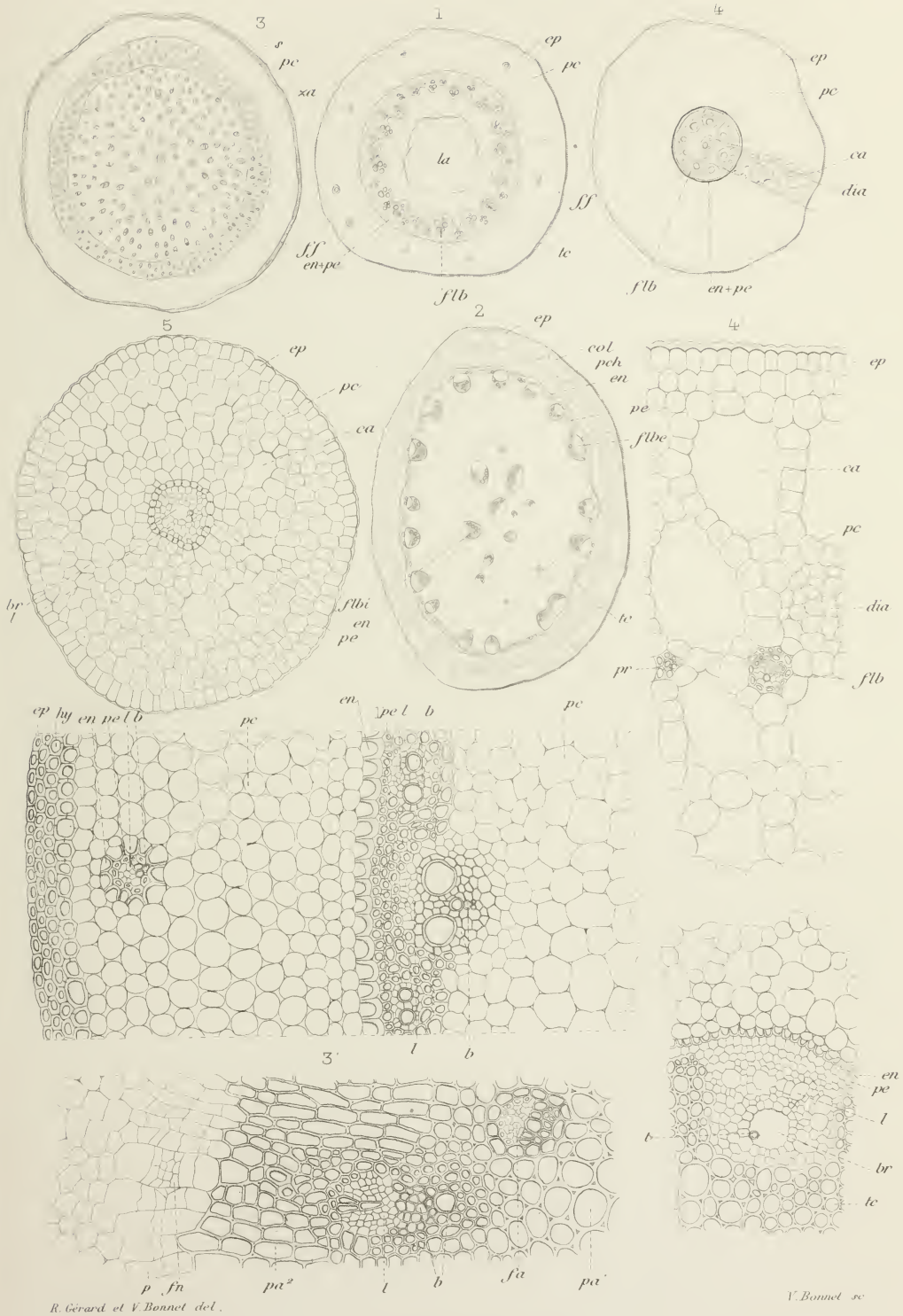
— 3. Vue d'ensemble de la coupe transversale d'une tige du *Dracæna reflexa : za*, zone d'accroissement.

— 3'. Portion grossie de cette zone d'accroissement : *p*, péricycle en voie de segmentation ; *fn*, naissance d'un faisceau libéro-ligneux ; *pa*^{2}, parenchyme secondaire engendré par le péricycle ; *l-b*, faisceau extraordinaire ; *fa*, faisceau ordinaire ; *pa'*, parenchyme primaire.

— 4. Vue d'ensemble de la coupe transversale d'une tige du *Potamogeton natans : ca*, canaux aérifères ; *dia*, diaphragme.

— 4'. Portion grossie de la figure précédente : *pr*, prosenchyme ; *br*, lacune formée par la résorption du bois ; *t*, trachée ; les autres lettres comme ci-dessus.

— 5. Vue d'ensemble de la coupe transversale de la tige d'*Elodea Canadensis : ca*, canal aérifère ; *br*, lacune formée par la résorption du bois.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc

Tige des Monocotyledones.

PLANCHE XVII

TIGE DES FILICINÉES

LEGENDE GÉNÉRALE

ep, épiderme.
pc, parenchyme cortical.
pr, prosenchyme.
en, endoderme.
pe, péricycle.
l, liber.
b, bois.
m, moelle.
tc, tissu conjonctif.
flb, faisceaux libéro-ligneux.

FIGURE 1. Coupe transversale dans le milieu d'un *long* entre-nœud du rhizome du *Marsilia quadrifolia* : *ca*, canaux aérifères.

— 1'. Coupe longitudinale du rhizome du *Marsilia quadrifolia* correspondant à la coupe précédente.

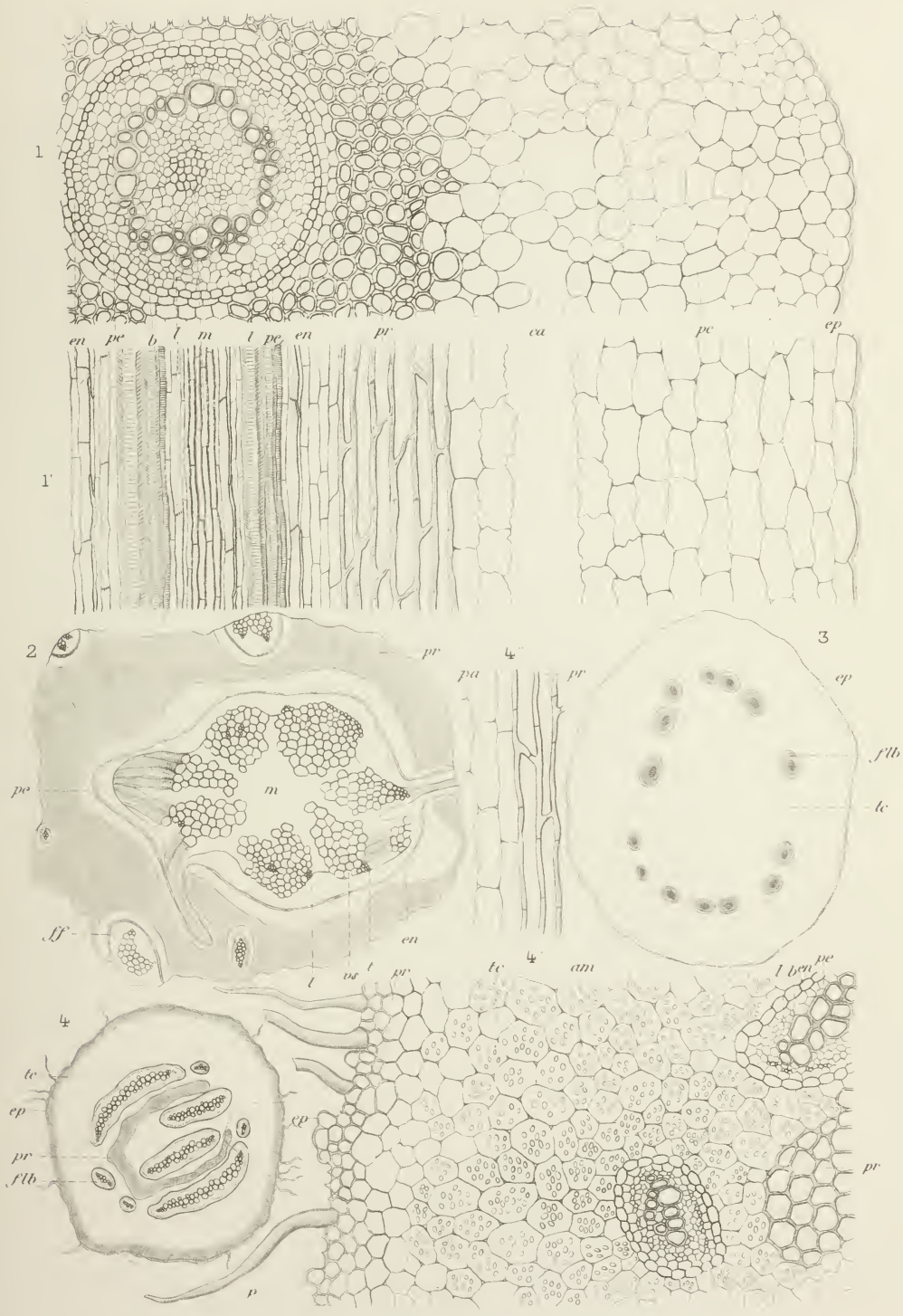
— 2. Coupe transversale dans le rhizome de l'osmonde royale : *ff*, faisceaux foliaires; *t*, trachées; *vs*, vaisseaux scalariformes.

— 3. Vue d'ensemble d'une coupe transversale du rhizome du *Polypodium vulgare*.

— 4. Vue d'ensemble d'une coupe transversale du rhizome du *Pteris aquilina*.

— 4'. Portion grossie de la coupe précédente : *p*, poil; *am*, amidon.

— 4''. Coupe longitudinale dans le rhizome du *Pteris aquilina* : *pa*, parenchyme conjonctif; *pr*, prosenchyme.



R. Gerard et V. Bonnet del. V. Bonnet sc.

Tige des Filicinées.

PLANCHE XVIII

TIGE DES CRYPTOGAMES VASCULAIRES

LÉGENDE GÉNÉRALE

ep, épiderme.
pr, prosenchyme.
sc, sclérenchyme.
pc, parenchyme cortical.
en, endoderme.
m, moelle.
pe, péricycle.
l, liber.
b, bois.
lc, lacune carénale.
lv, lacune valléculaire.
flb, faisceau libéro-ligneux.

FIGURE 1. Vue d'ensemble d'une coupe transversale pratiquée dans la tige d'*Equisetum palustre* : *tch*, tissu chlorophyllien; *lm*, lacune médullaire.

— 1'. Portion grossie de la coupe précédente : *st*, stomate.

— 1''. Coupe longitudinale correspondant à la coupe transversale précédente : les lettres comme ci-dessus.

— 1'''. Appareil stomatique des Equisetum.

— 2. Portion de coupe transversale du rhizome d'*Equisetum limosum*.

— 3. Coupe transversale dans la tige d'*Equisetum hyemale* montrant un faisceau libéro-ligneux plongé dans du sclérenchyme.

— 4. Vue d'ensemble de la coupe transversale du rhizome d'*Equisetum hyemale*.

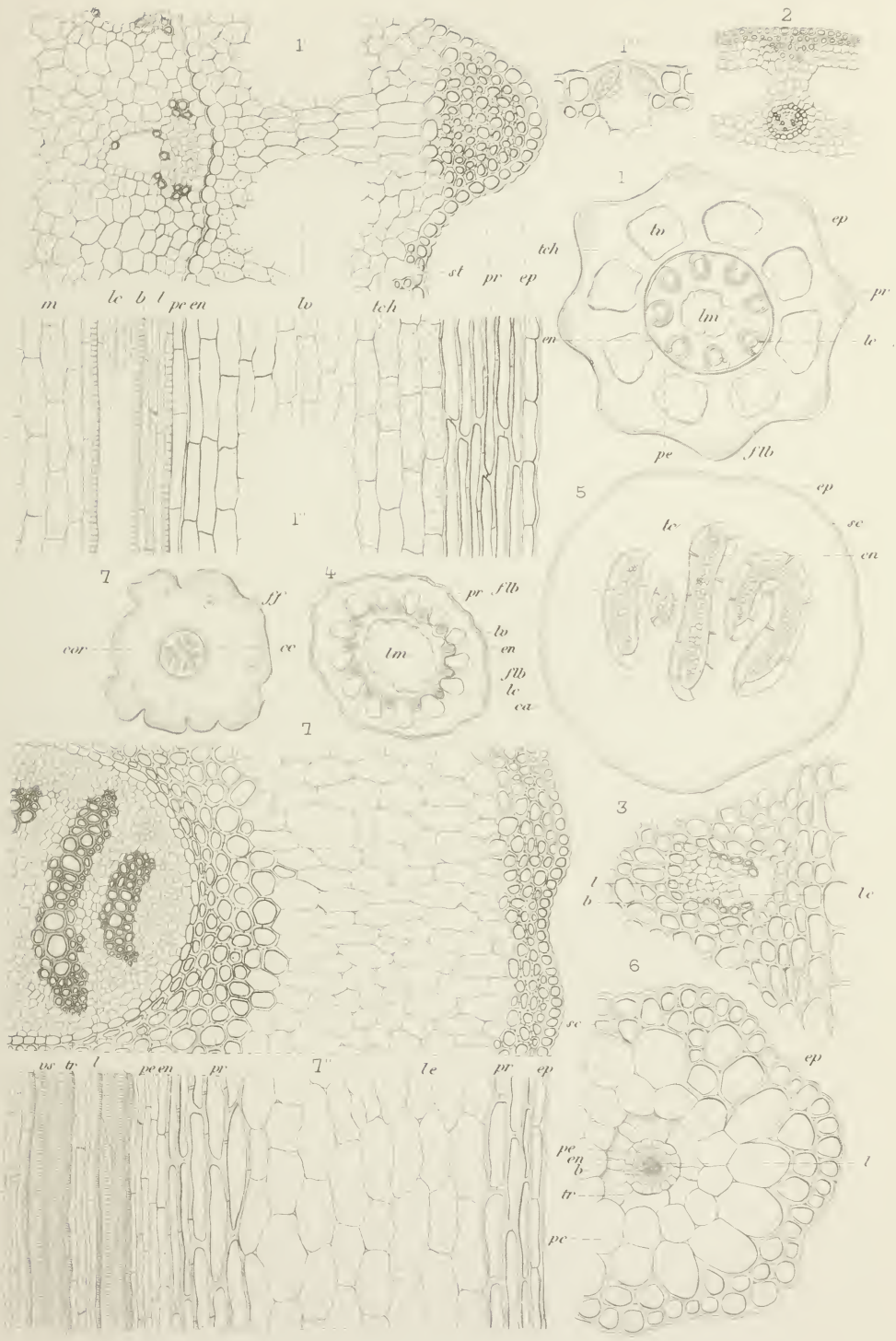
— 5. Vue d'ensemble de la coupe transversale de la tige du *Selaginella cæsia-arborea* : *ca*, canal aérifère.

— 6. Coupe transversale dans une tige grêle de *Selaginella denticulata* : *tr*, trabécules.

— 7. Vue d'ensemble de la coupe transversale de la tige du *Lycopodium clavatum* : *ff*, faisceaux foliaires; *cor*, cylindre cortical; *cc*, cylindre central.

— 7'. Portion grossie de la figure précédente.

— 7''. Coupe longitudinale de la tige du *Lycopodium clavatum* correspondant à la coupe transversale précédente. Les mêmes lettres sont employées dans les deux figures : *le*, partie molle du parenchyme cortical; *tr*, trachées; *vs*, vaisseaux scalariformes.



B. Gerard et V. Bonnet del. *V. Bonnet sc.*

Tige.

PLANCHE XIX

TIGE ET RACINE

LÉGENDE GÉNÉRALE

ep, épiderme ou membrane absorbante.
me, membrane épidermoïdale.
pc, parenchyme cortical.
en, endoderme.
p, péricycle.
l, liber.
b, bois.
tc, tissu conjonctif.
pr, poil radial.

FIGURE. 1. Coupe transversale dans la tige du *Mnium undulatum : sc*, sclérenchyme ; *pa*, parenchyme.

— 2. Coupe transversale de la tige du *Sphagnum cymbifolium : caq* cellules aquifères spiralées ; *p*, perforations dans la paroi de ces cellules ; *sc*, zone scléreuse ; *pa*, parenchyme.

— 3. Coupe transversale dans la tige du *Polytrichum formosum : sc*, sclérenchyme ; *pa*, parenchyme ; *zc*, zone conductrice de la sève ; *m*, moelle ; *ff*, faisceau foliaire.

— 4. Coupe transversale dans le thalle du *Marchantia polymorpha : st*, stomate ; *eps*, épiderme supérieur ; *fc*, filaments confervoïdes ; *m*, cellules limitant les plages ; *pi*, parenchyme incolore ; *am*, amphigastre ; *pr*, poils rhizoïdes.

— 5. Coupe transversale dans une jeune racine du *Lychnis Githago*.

— 6. Coupe transversale dans une jeune racine d'*Hemerocallis Japonica*.

— 7. Coupe transversale dans une jeune racine d'*Asplenium striatum*.

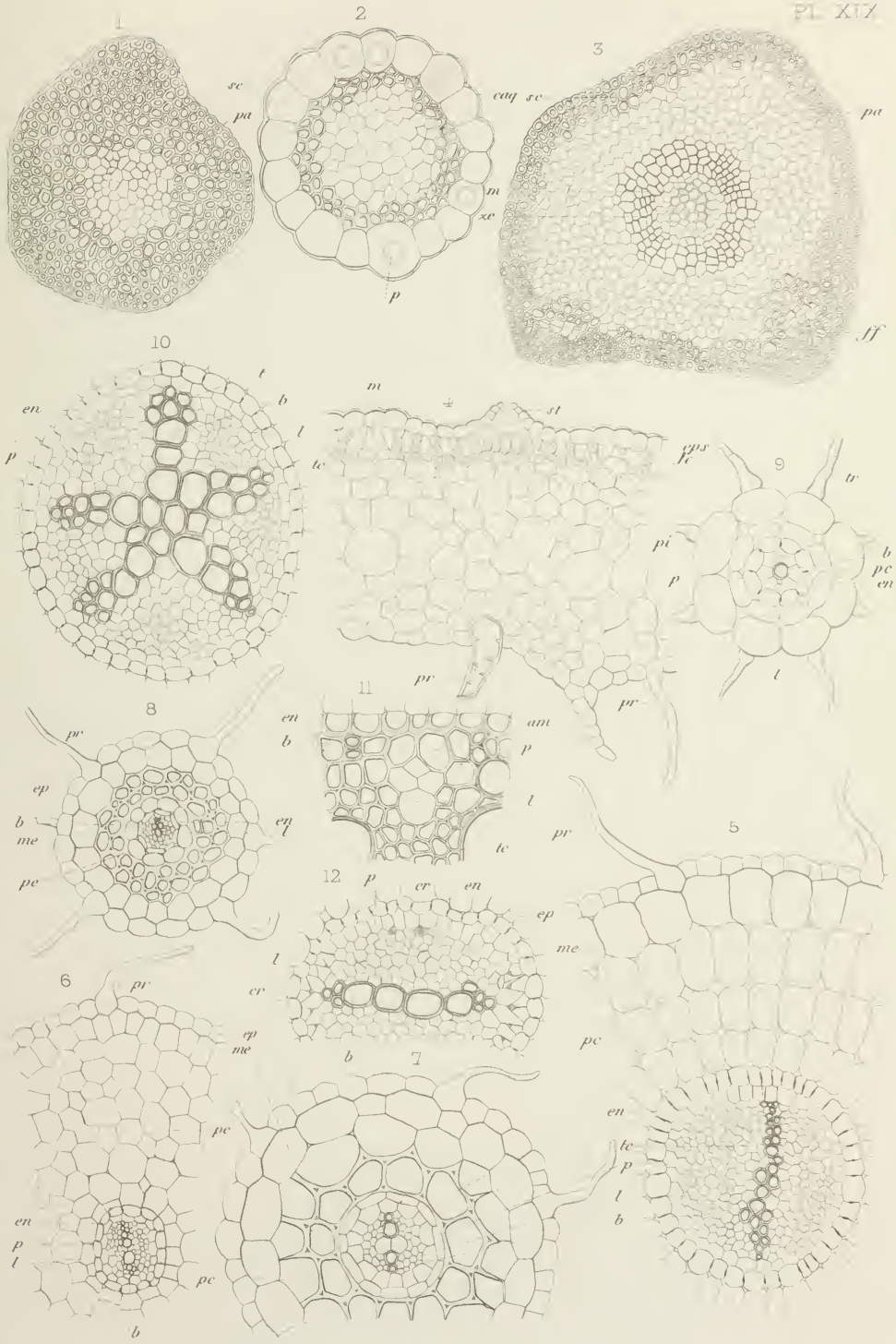
— 8. Coupe transversale dans une jeune racine du *Selaginella denticulata*.

— 9. Coupe transversale dans une jeune racine du *Damasonium stellatum* montrant la partie centrale de cet organe : *tr*, trabécules.

— 10. Coupe transversale dans la racine du *Ficaria ranunculoides* montrant le cylindre central : *t*, trachées.

— 11. Coupe transversale dans la racine du maïs montrant le péricycle (*p*) interrompu par le bois (*b*).

— 12. Coupe transversale dans la racine jeune d'*Helosciadium nodiflorum*, montrant le cylindre central : *cr*, canaux sécréteurs. La partie droite de la figure est préférable à la partie gauche.



R. Gerard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Tige et racine.

PLANCHE XX

RACINE DES MONOCOTYLÉDONES

LÉGENDE GÉNÉRALE

me, membrane épidermoïdale.
pc, parenchyme cortical.
en, endoderme.
p, péricycle.
l, liber.
b, bois.
tc, tissu conjonctif.
tcp, tissu conjonctif parenchymateux.
tcs, tissu conjonctif scléreux.
sc, sclérenchyme.

FIGURE 1. Vue d'ensemble de la coupe transversale de la racine d'asperge.

— 1'. Portion grossie de la coupe précédente : *dep*, débris de l'épiderme ; *me*, membrane épidermoïdale ; *ze*, zone externe du parenchyme cortical ; *zi*, zone interne du parenchyme cortical ; *vp*, vaisseau ponctué ; *ra*, raphides.

— 1''. Coupe longitudinale correspondant à la coupe transversale précédente.

— 1'''. Coupe longitudinale dans le bois de la racine d'asperge : *t*, trachée ; *vp*, vaisseaux ponctués.

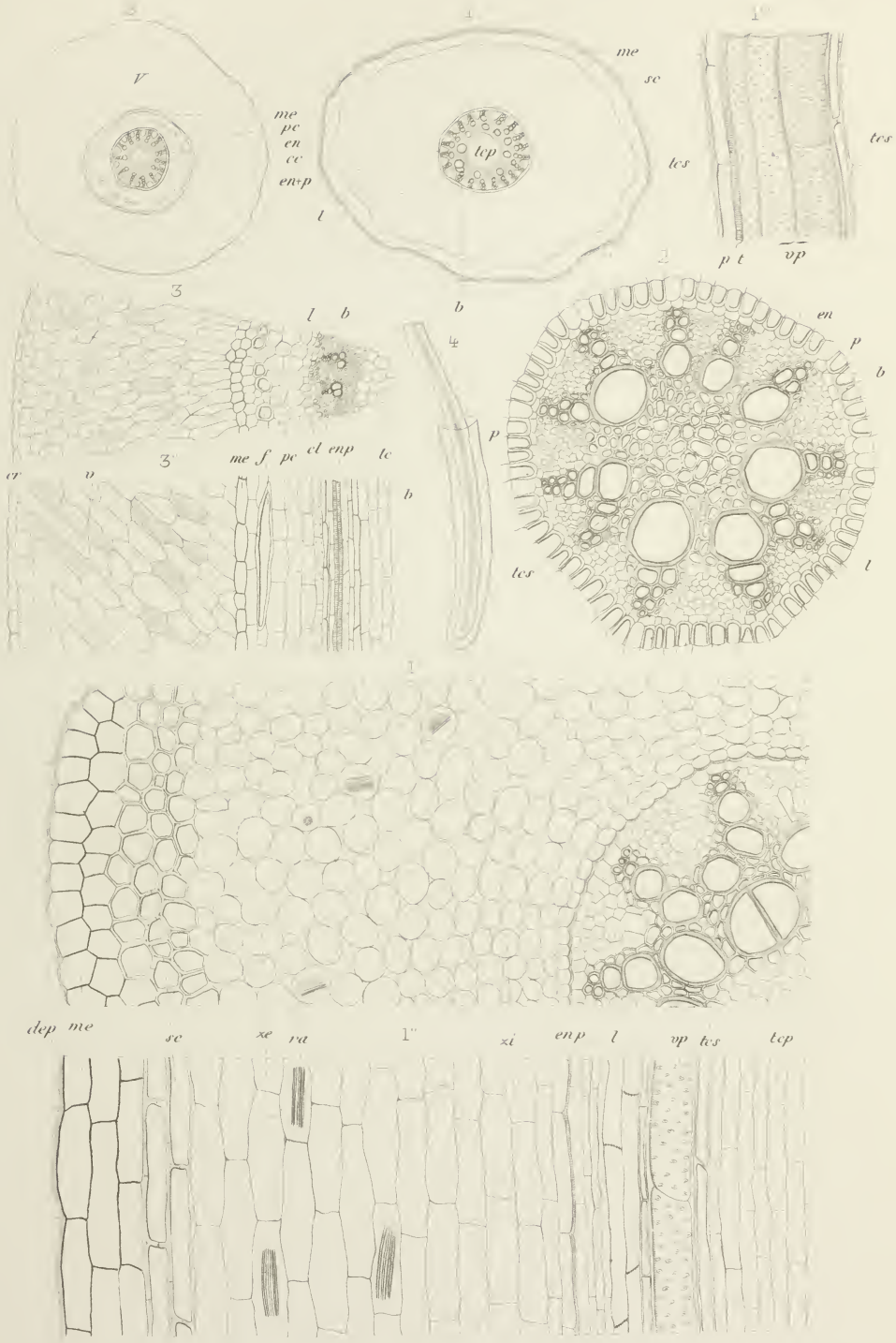
— 2. Coupe transversale dans la racine d'*Iris germanica* montrant le cylindre central de cet organe.

— 3. Vue d'ensemble de la coupe transversale de la racine aérienne d'*Oncidium sphacelatum* : *V*, voile ; *cc*, cylindre central.

— 3'. Portion grossie de la coupe précédente : *cr*, *cellules recouvrantes* ; *v*, voile ; *f*, fibre ; *cl*, cellules lignifiées à paroi ponctuée.

— 3''. Coupe longitudinale correspondant à la coupe transversale précédente.

— 4. Extrémité de la racine du *Lemna minor* : *p*, coiffe.



R. Gerard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Racine des Monocotylédones.

PLANCHE XXI

RACINE DES DICOTYLÉDONES

LÉGENDE GÉNÉRALE

ep, épiderme ou membrane absorbante.
s, suber.
me, membrane épidermoïdale.
pc, parenchyme cortical.
en, endoderme.
p-pe, péricycle.
l, liber.
l^2, liber secondaire.
b'-B', bois primaire.
b^2-B^2, bois secondaire.
c, cambium.
rm, rayon médullaire.

FIGURE 1. Coupe longitudinale, médiane, dans la radicule du haricot (vue d'ensemble schématisée) : *c*, coiffe ; *ep.r*, épiderme de la racine ; *ep.t*, épiderme de la tige ; *pc*, parenchyme cortical ; *en*, endoderme ; *pro*, tissu qui se différenciera en bois et en liber ; *pu*, point végétatif ; *tc*, tissu conjonctif central.

— 1'. Portion grossie de la coupe précédente : *I*, initiales : les autres lettres comme précédemment.

— 1". Coupe longitudinale dans le collet du haricot : *ep t*, épiderme de la tige ; *ep.r*, épiderme de la racine ; *c*, éléments de la coiffe.

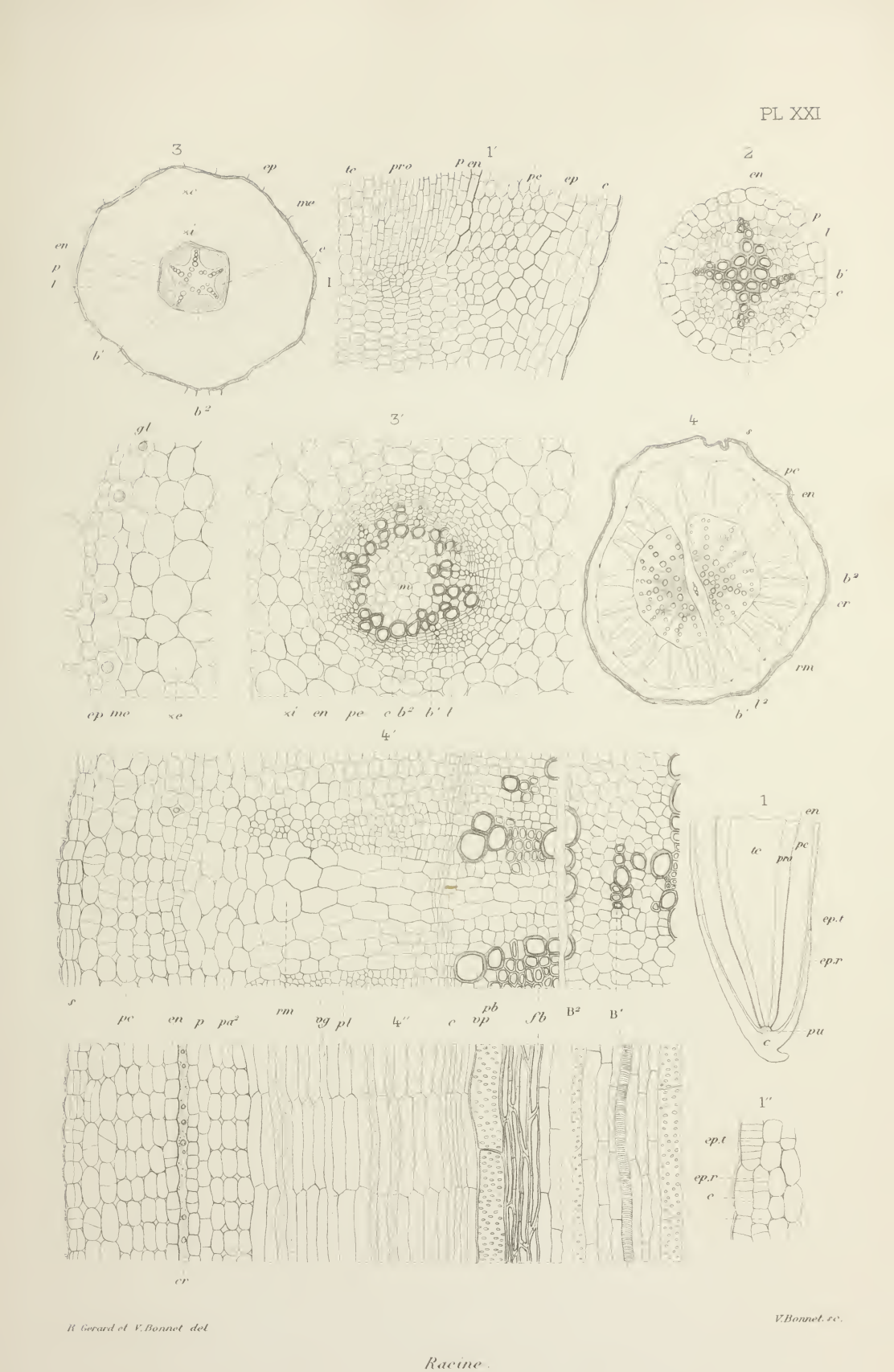
— 2. Coupe transversale dans le cylindre central de la racine d'*Impatiens glanduligera*, montrant la naissance du cambium.

— 3. Coupe transversale dans la racine du *Valeriana officinalis* (vue d'ensemble) : *zc*, zone externe du parenchyme cortical ; *zi*, zone interne du même parenchyme.

— 4'. Portion grossie de la coupe précédente ; *gl*, glande monocellulaire ; *m* moelle.

— 4. Coupe transversale dans une racine âgée du *Lappa major* : *cr*, canal sécréteur.

— 4'. Portion grossie de la coupe précédente. — Fig. 4". Coupe longitudinale correspondante : pa^2, parenchyme secondaire formé par le péricycle ; *vg*, vaisseau grillagé ; *pl*, parenchyme ligneux ; *vp*, vaisseaux ponctués ; *pb*, parenchyme ligneux ; *fb*, fibres ligneuses.



R. Gerard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Racine.

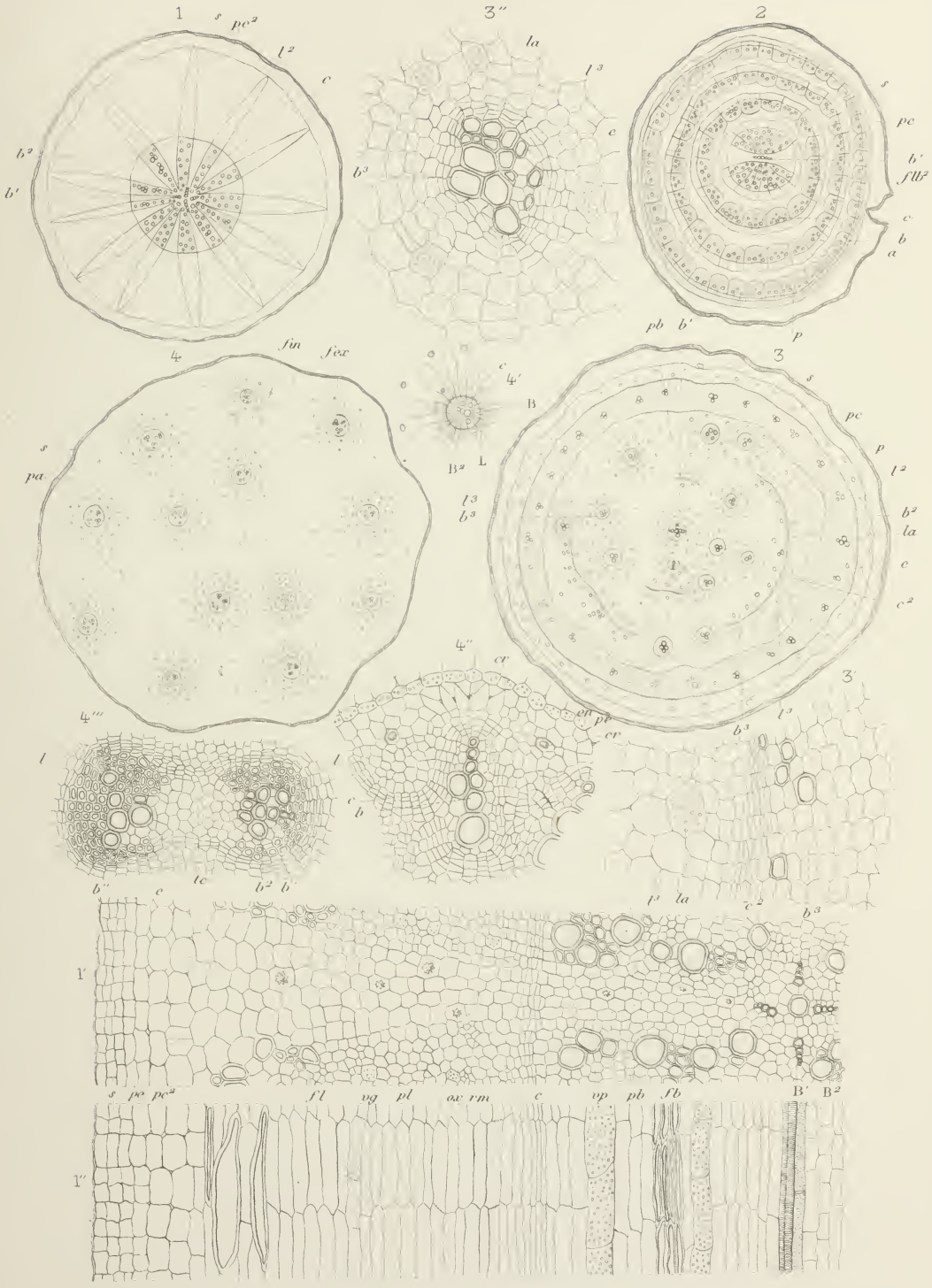
PLANCHE XXII

RACINE DES DICOTYLÉDONES

LÉGENDE GÉNÉRALE

s, suber.
pc, parenchyme cortical.
pc ², parenchyme secondaire.
en, endoderme.
p, *pe*, péricycle.
c, cambium.
l, liber.
l ², liber secondaire.
l ³, liber tertiaire.
b', *B'*, bois primaire.
b ², *B* ², bois secondaire.
b ³, bois tertiaire.

FIGURE 1. Coupe transversale dans la racine d'oseille; vue d'ensemble.
— 1'. Portion grossie de la coupe précédente.
— 1''. Coupe longitudinale correspondant à la coupe transversale représentée dans la figure 1. Les lettres sont communes aux deux dernières figures: *fl*, fibres libériennes; *vg*, vaisseau grillagé; *pl*, parenchyme libérien; *ox*, oxalate de chaux; *rm*, rayon médullaire; *vp*, vaisseau ponctué; *pb*, parenchyme ligneux; *fb*, fibre-ligneuse.
— 2. Vue d'ensemble d'une coupe transversale de racine de *Chenopodium Bonus Henricus*: *flb* ², formations libéro-ligneuses secondaires normales; *a*, *b*, *c*, couches superposées de faisceaux libéro-ligneux tertiaires se développant dans le parenchyme secondaire engendré par le péricycle *p*.
— 3. Vue d'ensemble d'une coupe transversale de racine d'*Exogonium purga*: *la*, laticifères; *c* ², cambium développé dans le bois secondaire; *pb*, parenchyme ligneux.
— 3'. Portion grossie de la coupe précédente montrant une des lamelles cambiales *c* ² et les tissus, *l* ³, *b* ³, qu'elle a produits; *la*, laticifères.
— 3'. Portion grossie de la coupe 3, montrant un anneau de cambium (*c*) entourant un massif vasculaire et produisant du bois (*b* ³), et du liber (*l* ³) tertiaires; *la*, laticifères.
— 4. Vue d'ensemble d'une coupe transversale de racine d'*Œnanthe crocata*: *pa*, parenchyme, *fex*, faisceaux libéro-ligneux externes; *fin*, faisceaux libéro-ligneux internes.
— 4'. Un des faisceaux libéro-ligneux externes grossi.
— 4''. Développement de l'un de ces faisceaux: *cr*, canaux résineux; *b*, bois primaire.
— 4'''. Formation d'un faisceau libéro-ligneux interne: *tc*, tissu conjonctif.



R. Gérard et V. Bonnet del

V Bonnet sc

Racine.

PLANCHE XXIII

TIGE ET COLLET

LÉGENDE GÉNÉRALE

e, *ep*, épiderme.
co, collenchyme.
me, membrane épidermoïdale.
pc, parenchyme cortical.
p, péricycle.
en, endoderme.
pr, prosenchyme.
b, bois.
b', bois primaire.
b ², bois secondaire.
l, liber.
tc, tissu conjonctif.
m, moelle.
flb, faisceaux libéro-ligneux.

FIGURE 1. Vue d'ensemble d'une coupe transversale du cladode du *Mühlenbeckia platiclada*.

— 1'. Portion grossie de la coupe précédente : *ox*, oxalate de chaux.

— 2. Vue d'ensemble d'une coupe transversale du cladode du *Xylophylla falcata*.

— 2'. Portion grossie de la coupe précédente : *r*, couche de renforcement ; *cc*, cellules chlorophylliennes ; *rm*, rayons médullaires.

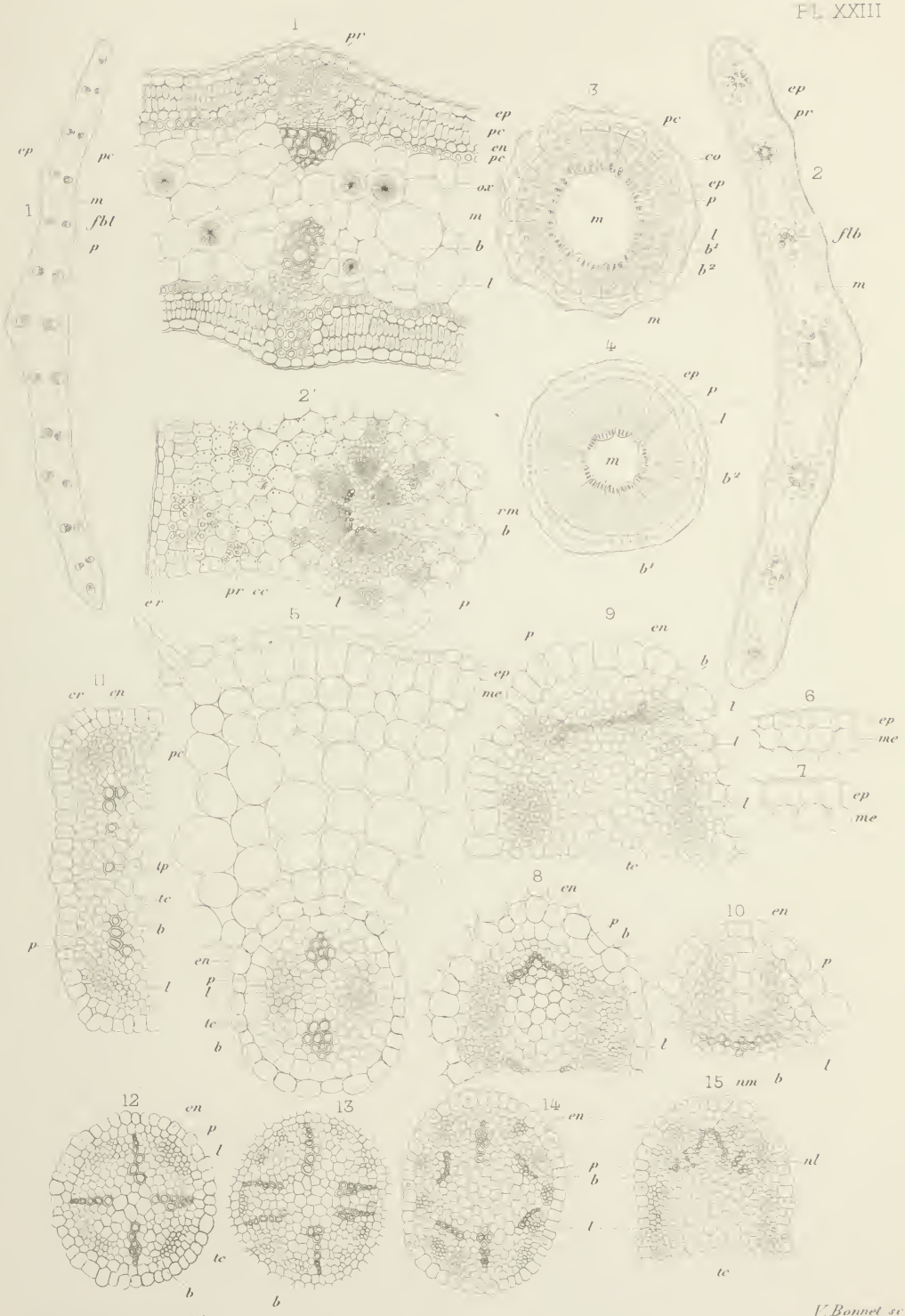
— 3. Vue d'ensemble d'une coupe transversale de la vrille de la vigne. La lettre *m* extérieure au dessin désigne les rayons médullaires.

— 4. Vue d'ensemble d'une coupe transversale de l'épine du *Prunus spinosa*.

— 5-10. Passage de la racine à la tige chez le *Nigella damascena*. — Fig. 5. Structure de la racine. — Fig. 6, 7. Transformation du système tégumentaire. — Fig. 8. Passage du bois de l'orientation centripète à la disposition sécantielle. — Fig. 9. Le bois a pris la disposition sécantielle, — Fig. 10. Le bois tend à prendre l'orientation centrifuge dans les faisceaux libéro-ligneux.

— 11. Portion du cylindre central de la tigelle du *Tagetes erecta*, vers le troisième centimètre au-dessus du collet : *tp*, trachée primitive ; *cr*, canal sécréteur.

— 12-15. Passage de la racine à la tige chez l'*Althæa rosea*. — Fig. 12. Cylindre central de la racine. — Fig. 13. Cylindre central de la racine à 2 centimètres des cotylédons. — Fig. 14. Le cylindre central à 5 millim. des cotylédons. — Fig. 15. Le cylindre central à 3 millim. des cotylédons : *nm*, éléments destinés à la nervure médiane des cotylédons ; *nl*, éléments des nervures latérales de ces feuilles.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Tige et Collet.

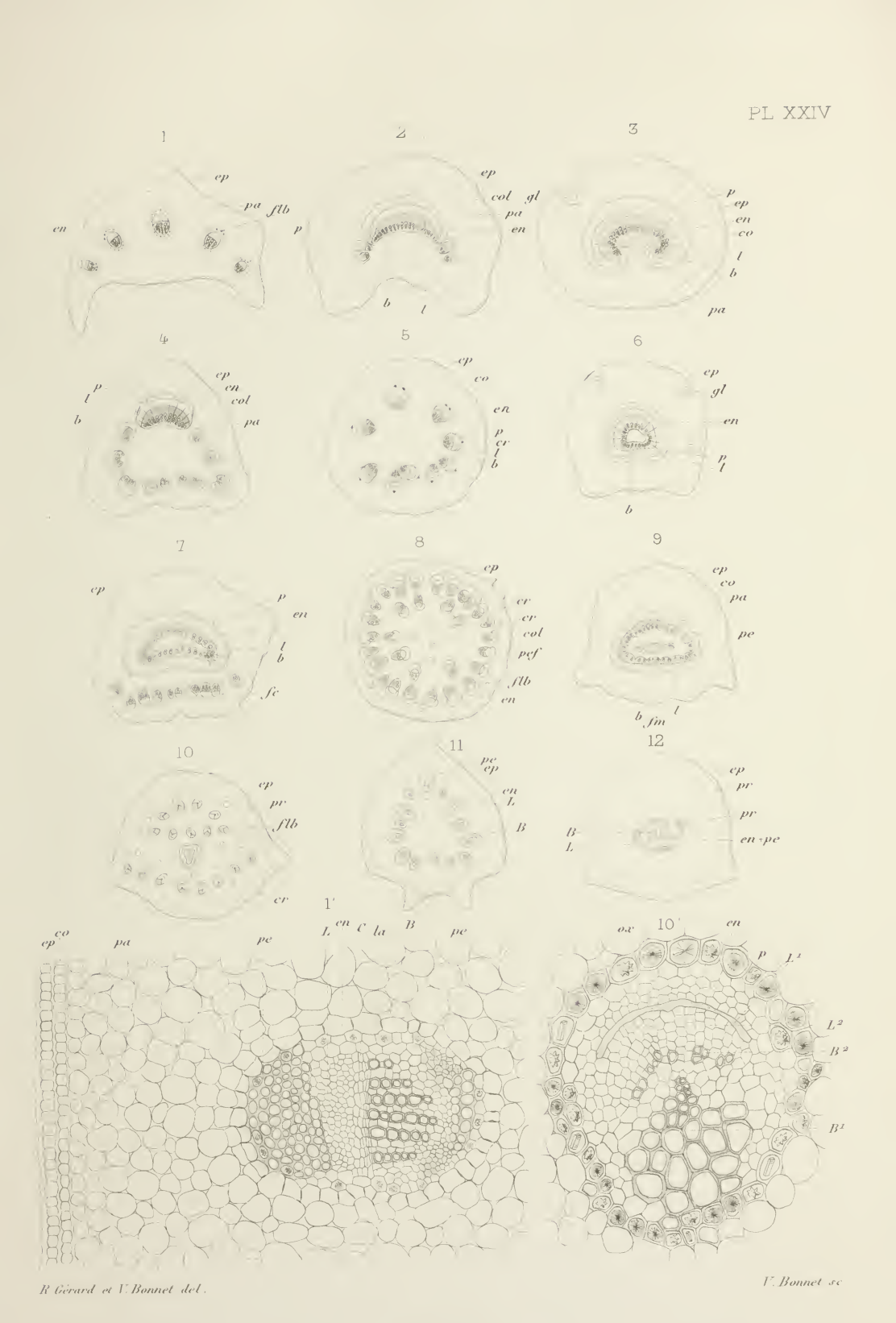
PLANCHE XXIV

PÉTIOLE

LÉGENDE GÉNÉRALE

ep, épiderme.
col, collenchyme.
pa, parenchyme.
pe, *p*, péricycle.
en, endoderme.
L, *l*, liber.
B, *b*, bois.
flb, faisceaux libéro-ligneux.
pr, prosenchyme.

Figure 1. Vue d'ensemble de la coupe transversale du pétiole d'une feuille radicle du *Cichorium Intybus*.
— 1'. Portion grossie de la coupe précédente : *la*, laticifères ; *c*, cambium.
— 2. Vue d'ensemble de la coupe transversale du pétiole du *Cerasus Laurocerasus*.
— 3. — — *d'Eucalyptus resinifera : gl*, glande schizogène.
— 4. Vue d'ensemble de la coupe transversale du pétiole du *Rubus fruticosus*.
— 5. — — d'*Hedera Helix : cr*, canal sécréteur.
— 6. Vue d'ensemble de la coupe transversale du pétiole du *Citrus Bigaradia : gl* glande schizogène.
— 7. Vue d'ensemble de la coupe transversale du pétiole du *Juglans regia : fc*, faisceaux corticaux.
— 8. Vue d'ensemble de la coupe transversale du pétiole d'*Aralia spinosa : cr*, canaux sécréteurs ; *pef*, partie fibreuse du péricycle.
— 9. Vue d'ensemble de la coupe transversale du pétiole du *Castanea vesca : fm*, faisceaux médullaires.
— 10. Vue d'ensemble de la coupe transversale du pétiole du *Cycas Siamensis : cr*, canaux sécréteurs de gomme.
— 10'. Un des faisceaux latéraux du *Cycas Siamensis*, vu en coupe transversale : L^1, liber primaire ; L^2, liber secondaire ; B^1, bois primaire ; B^2, bois secondaire. Toutes les cellules de l'endoderme renferment de l'oxalate de chaux (*ox*), mais les cristaux de ce sel affectent des formes variées.
— 11. Vue d'ensemble de la coupe transversale du pétiole du *Smilax Sarsaparilla*.
— 12. — — du *Scolopendrium officinale*.



R Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc

Pétiole.

PLANCHE XXV

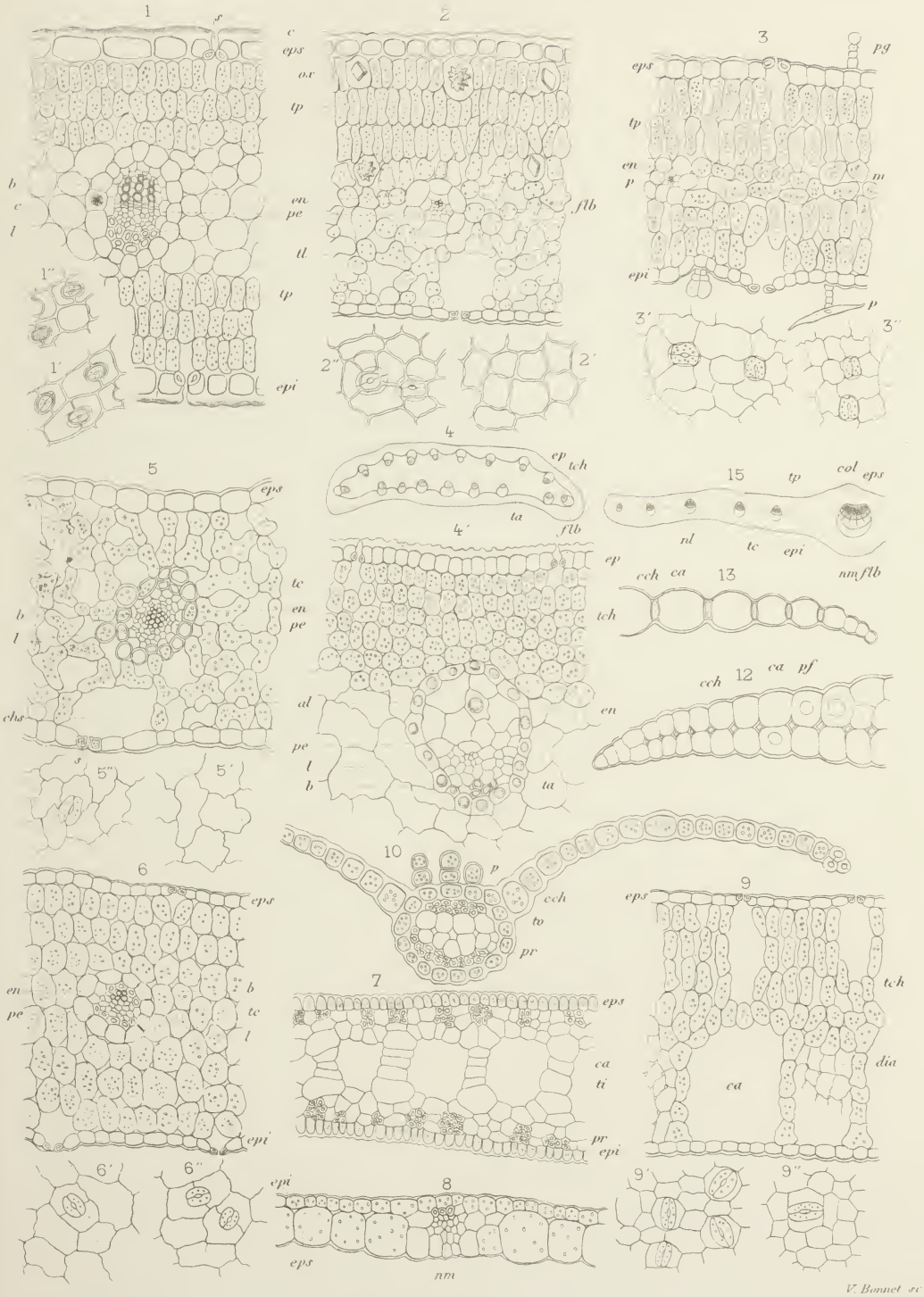
LIMBE

LÉGENDE GÉNÉRALE

eps, épiderme supérieur.
epi, épiderme inférieur.
tp, tissu en palissade.
tc, tissu caverneux.
en, endoderme.
pe, péricycle.
pr, prosenchyme.
b, bois.
l, liber.
flb, faisceau libéro-ligneux.

Les figures désignées par un chiffre sans exposant donnent la coupe transversale du limbe : celles qui présentent l'exposant′ reproduisent les épidermes supérieurs vus de face ; l'exposant″ indique les épidermes inférieurs vus comme les précédents.

Figure 1, 1′, 1″. Feuille du *Dianthus Caryophyllus : c*, en haut, cuticule ; latéralement cambium.
— 2, 2′, 2″. Feuille du *Cerasus Laurocerasus : ox*, oxalate de chaux.
— 3, 3′, 3″. Feuille du *Balsamita suaveolens : pg*, poil glandulifère ; *p*, poil lymphatique ; *m*, tissu caverneux central.
— 4. Vue d'ensemble de la coupe transversale d'une feuille d'Aloe : *tch*, tissu chlorophyllien ; *ta*, tissu aquifère.
— 4′. Portion grossie de la figure précédente : *al*, sécrétion appelée aloès.
— 5, 5′, 5″. Feuille du *Scolopendrium officinale : chs*, chambre sous-stomatique.
— 6, 6′, 6″. Feuille du *Plantago lanceolata*.
— 7. Feuille du *Zostera marina : ca*, canaux aérifères ; *ti*, tissu incolore.
— 8. Feuille d'*Elodea Canadensis : nm*, nervure médiane.
— 9, 9′, 9″. Feuille flottante du *Potamogeton natans : tch*, tissu chlorophyllien ; *ca*, canal aérifère ; *dia*, diaphragme.
— 10. Feuille du *Mnium undulatum : cch*, cellules chlorophylliennes ; *tv*, tissu vasculaire ; *p*, poil.
— 12. Feuille du *Leucobryum glaucum : ca*, cellules aquifères ; *pf*, perforations des cellules aquifères ; *cch*, cellules chlorophylliennes.
— 13. Feuille du *Sphagnum cymbifolium : ca*, cellules aquifères ; *cch*, cellules chlorophylliennes.
— 15. Vue d'ensemble de la coupe transversale de la feuille du *Vinca minor : nm*, nervure médiane ; *nl*, nervure latérale ; *flb*, faisceau libéro-ligneux ; *col*, collenchyme.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Limbe

PLANCHE XXVI

FEUILLE ET FLEUR

LÉGENDE GÉNÉRALE

ep, épiderme.
epi, épiderme inférieur.
eps, épiderme supérieur.
pa, parenchyme.
en, endoderme.
pe, *p*, péricycle.
flb, faisceau libéro-ligneux.
b, bois.
l, liber.

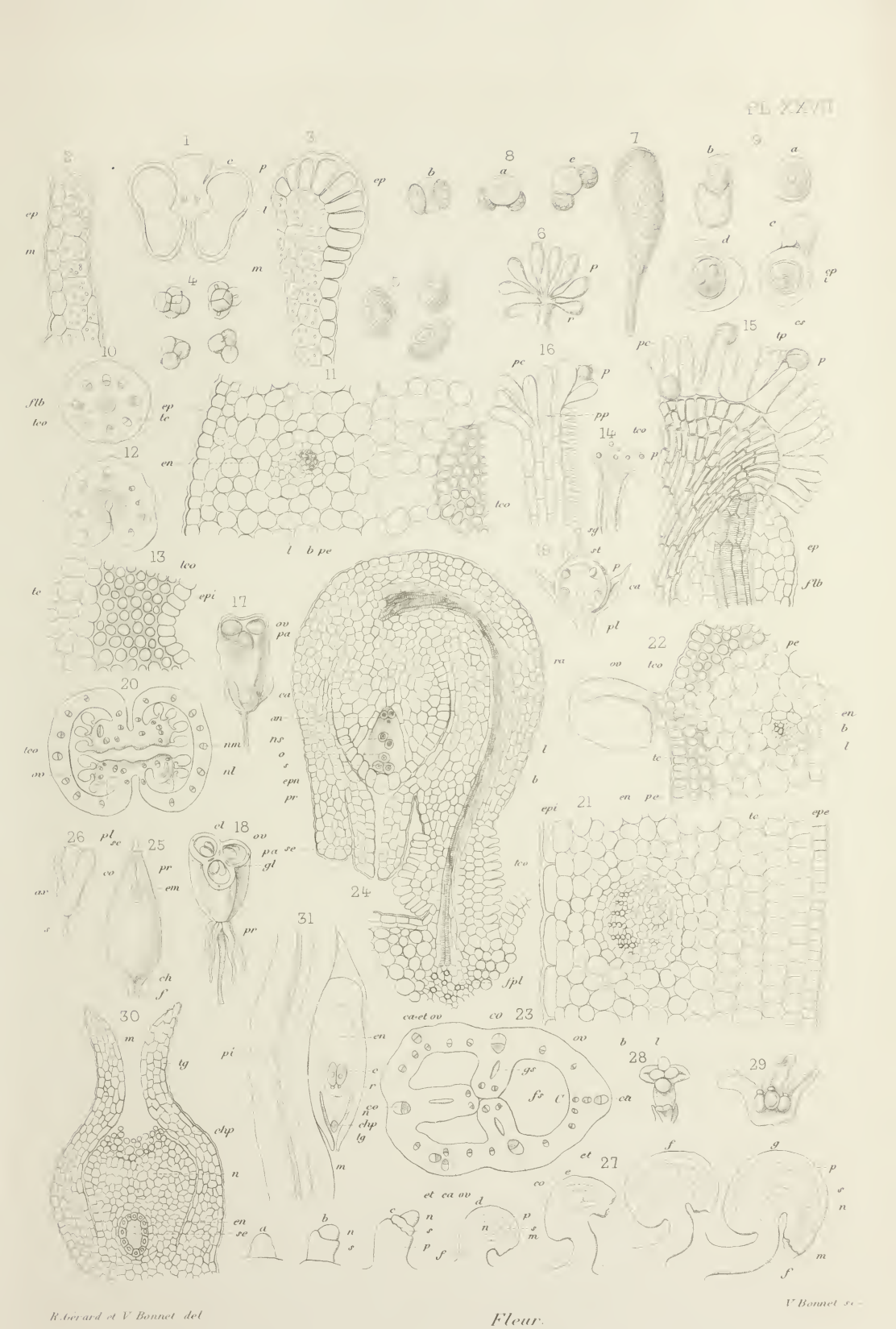
FIGURE 1. Vue d'ensemble de la coupe transversale du phyllode d'*Acacia heterophylla* : *tch*, tissu chlorophyllien ; *pi*, parenchyme incolore.
— 2, 3, 4. Préparation du point végétatif de la tige au moyen du bourgeon d'*Elodea Canadensis* : *pr*, point végétatif; *f*, feuille.
— 5, 6. Raccordement des tissus de la feuille avec ceux de la feuille chez le *Senecio vulgaris* : *col*, collenchyme; *ff*, faisceaux destinés à la feuille; *ft*, faisceaux demeurant dans la tige. L'endoderme renferme des canaux sécréteurs.
— 7. Vue d'ensemble de la coupe transversale de la vrille du *Smilax Sarsaparilla* : *pr*, prosenchyme.
— 8. Vue d'ensemble de la coupe transversale de la vrille de *Lathyrus latifolius* : *tc*, tissu conjonctif.
— 9. Vue d'ensemble de la coupe transversale de l'épine de *Berberis vulgaris* : *ts*, tissu scléreux ; *tp*, tissu parenchymateux.
— 10. Vue d'ensemble de la coupe transversale du calice du *Lamium purpureum*.
— 11. Portion grossie de la coupe précédente : *gl*, poil glandulifère; *p*, poil lymphatique.
— 12. Vue d'ensemble de la coupe transversale d'un pétale du *Mahonia aquifolium*.
— 13. Portion grossie de la coupe précédente : *pg*, pigment jaune granuleux.
— 14. Coupe transversale dans les cloisons de l'ovaire du *Narcissus Pseudo-Narcissus* montrant une glande septale : *ts*, tissu sécréteur; *r*, réservoir du nectar.
— 15. Pétale du *Ranunculus bulbosus* vu par sa face interne : *p*, lame; *l*, ligule qui abrite le nectaire.
— 16. Vue d'ensemble d'une coupe passant par le milieu du pétale précédent; *ts*, tissu sécréteur; les autres lettres comme ci-dessus.
— 17-19. Nectaire d'*Helleborus niger*. — Fig. 17. Entier.
— 18. Vue d'ensemble de la coupe transversale : *st*, tissu sécréteur.
— 19. Portion grossie de la coupe précédente : *tc*, tissu conjonctif; *ts*, tissu sécréteur.
— 20. Vue d'ensemble de la coupe transversale d'une jeune étamine de *Cheiranthus Cheiri* : *ep*, exothèque; *m*, mésothèque; *ed*, endothèque; *mp*, cellules mères du pollen.
— 21. Portion grossie de la coupe précédente : *en*, endothèque; les autres lettres comme ci-dessus.
— 22. Pollen humide de giroflée.
— 23. Pollen desséché de la même plante.
— 24, *a-g*. Développement de l'androcée de la giroflée; *b'-g'*, états correspondants des étamines. En *g* : *pi*, pistil; *d*, disque.
— 25. Vue d'ensemble de la coupe transversale de l'anthère déhiscente du *Crocus vernus* : *c*, connectif.
— 26. Portion grossie de la coupe précédente : *tc*, tissu du connectif; *ep*, exothèque; *m*, mésothèque ; *p*, pollen.
— 27. Coupe transversale dans le filet de l'étamine du *Crocus vernus* : *pa*, papille; *tc*, tissu conjonctif.
— 28. Vue d'ensemble d'une coupe transversale de l'anthère du *Solanum dulcamara* : *c*, connectif; *l*, loge; *l'*, logette; *pl*, placentoïdes.
— 29. Pollen du *Lilium candidum*.
— 30. Pollen du *Tussilago Farfara*.
— 31, *a*, *b*, *c*. Pollinies d'*Acacia dealbata*.
— 32. Tétrades de typha.
— 33. Germination du pollen d'*Alsine media* : *p*, pore; *bp*, boyau pollinique; *nv*, noyau végétatif; *nm*, noyau mâle.

Feuille et Fleur.

PLANCHE XXVII

FLEUR

FIGURE 1. Vue d'ensemble de la coupe transversale de l'anthère du *Rhododendron ferrugineum : c*, connectif ; *l*, loge.
— 2. Portion grossie de la paroi des loges de l'anthère du *Rhododendron ferrugineum : ep*, exothèque ; *m*, mésothèque.
— 3. Coupe longitudinale de l'anthère du *Rhododendron ferrugineum* passant par le pore terminal : les lettres comme ci-dessus.
— 4. Tétrades de la même plante.
— 5. Tétrades du *Neottia ovata*.
— 6. Pollinies du *Calanthe veratrifolia : p*, pollinies ; *r*, rétinacle.
— 7. Une de ces pollinies grossie.
— 8. Pollen du *Pinus maritima : a*, vu de haut : *b*, vu par-dessous ; *c*, vu de côté.
— 9. Pollen du *Thuia articulata : a*, normal ; *b*, *c*, *d*, action de l'eau sur ce pollen ; *i*, intine ; *cp*, cellule mâle ; *cs*, cellule végétative.
— 10. Vue d'ensemble de la coupe transversale du style du chou : *flb*, faisceaux libéro-ligneux ; *ep*, épiderme ; *tco*, tissu conducteur ; *tc*, tissu conjonctif.
— 11. Portion grossie de la coupe précédente ; *en*, endoderme ; *pe*, péricycle ; *b*, bois ; *l*, liber ; *tco*, tissu conducteur ; *ep*, épiderme.
— 12. Vue d'ensemble de la coupe transversale du style du *Saxifraga crassifolia*.
— 13. Portion grossie de la même coupe : *epi*, épiderme interne ; *tco*, tissu conducteur ; *tc*, tissu conjonctif.
— 14. Vue d'ensemble de la coupe longitudinale du style et du stigmate du chou ; *tco*, tissu conducteur ; *p*, pollen.
— 15. Portion grossie de la coupe précédente ; *pc*, poils collecteurs ; *p*, pollen ; *tp*, tube pollinique ; *tco*, tissu conducteur ; *ep*, épiderme ; *flb*, faisceau libéro-ligneux.
— 16. Coupe longitudinale montrant la moitié du style et du stigmate du *Senecio vulgaris* : *pc*, poils collecteurs ; *pp*, papilles du tissu conducteur ; *p*, pollen.
— 17. Ovaire du *Reseda luteola* coupé transversalement : *ov*, ovules ; *pa*, paroi ; *ca*, calice.
— 18. Ovaire du *Scilla nutans* coupé transversalement : *ov*, ovules ; *pa*, paroi ; *cl*, cloison ; *gl*, glande septale ; *pr*, périanthe marcescent.
— 19. Gynécée du *Primula officinalis* fendu longitudinalement ; *sg*, stigmate ; *st*, style ; *p*, paroi ; *pl*, placenta central ; *ca*, calice.
— 20. Coupe transversale dans l'ovaire bicarpellaire du *Saxifraga crassifolia : tco*, tissu conducteur ; *ov*, ovules ; *pl*, placenta ; *nm*, nervure médiane ; *nl*, nervure latérale.
— 21. Portion grossie de la paroi de l'ovaire du *Saxifraga crassifolia : epe*, épiderme externe ; *epi*, épiderme interne ; *tc*, tissu conjonctif ; *en*, endoderme ; *pe*, péricycle ; *b*, bois ; *l*, liber.
— 22. Portion grossie du placenta du *Saxifraga crassifolia : ov*, ovule ; *tco*, tissu conducteur ; les autres lettres comme ci-dessus.
— 23. Coupe transversale dans le sommet de l'ovaire infère du *Crocus vernus* (vue d'ensemble) : *fs*, faisceaux placentaires ; *gs*, glande septale ; *ca*, faisceaux destinés au calice ; *co*, faisceaux destinés à la corolle ; *et*, appareil vasculaire des étamines ; *ov*, faisceaux médians des feuilles carpellaires ; *c*, canal stylaire.
— 24. Coupe longitudinale médiane dans l'ovule anatrope d'*Iris germanica : fpl*, faisceau placentaire ; *tco*, tissu conducteur ; *b*, bois ; *l*, liber ; *ra*, raphé ; *pr*, primine ; *se*, secondine ; *epn*, épiderme du nucelle ; *s*, synergides ; *o* oosphère ; *ns*, noyau du sac ; *an*, antipodes.
— 25. Ovule orthotrope entier du *Rumex alpinus : sc*, secondine ; *pr*, primine ; *em*, embryon ; *ch*, chalaze ; *f*, funicule.
— 2 . Embryon grossi du *Rumex alpinus : s*, suspenseur ; *ax*, axe ; *co*, cotylédons.
— 27. *a-g*. Développement de l'ovule campylotrope du *Cheiranthus Cheiri : n*, nucelle ; *s*, secondine ; *p*, primine ; *f*, funicule ; *m*, micropyle.
— 28. Inflorescence femelle entière du *Thuia articulata*.
— 29. Trois écailles détachées de cette inflorescence pour montrer les ovules qu'elles portent à leur aisselle.
— 30. Coupe longitudinale médiane de l'un de ces ovules orthotropes : *m*, micropyle ; *tg*, tégument ; *chp*, chambre pollinique ; *n*, nucelle ; *en*, endosperme ; *se*, sac embryonnaire.
— 31. Coupe longitudinale dans une écaille du cône jeune du *Pinus maritima*, passant par un des ovules : *pi*, écaille ; *m*, micropyle ; *tg*, tégument ; *chp*-chambre pollinique ; *n*, nucelle ; *r*, rosette ; *c*, corpuscules ; *en*, endosperme.



R. Gerard et V. Bonnet del.

Fleur.

V. Bonnet sc.

PLANCHE XXVIII

DIAGRAMMES

FIGURE 1-1^{iv} : *Crocus vernus.* — Fig. 1. Plante entière : *r*, racine ; *t*, tubercule ; *fe*, feuille ; *f*, fleur. — Fig. 1′. Coupe longitudinale médiane de la fleur passant par un de ses plans de symétrie : *ov*, ovaire ; *st*, style ; *e*, étamine ; *sg*, stigmate ; *ca*, calice ; *co*, corolle. — Fig. 1″. Stigmate entier. — Fig. 1‴. Ovule : *ch*, chalaze ; *n*, nucelle ; *m*, micropyle ; *h*, hile ; *p*, le pollen. — Fig. 1^{iv}. Diagramme de la fleur : *ax*, axe ; *gy*, gynécée ; les autres lettres comme ci-dessus.

— 2-2^{ix} : *Lamium purpureum.* — Fig. 2. Inflorescence. — Fig. 2″. Fleur entière. — Fig. 2″. Fleur coupée longitudinalement selon son plan de symétrie. — Fig. 2‴. Gynécée isolé : *n*, nectaires. — Fig. 2^{iv}. Insertion des pièces de la fleur et disposition des ovules. — Fig. 2^{v}. *a*, anthère ; *p*, pollen. — Fig. 2^{vi}. Fruit entouré du calice persistant. — Fig. 2^{vii}. Akène. — Fig. 2^{viii}. Akène fendu longitudinalement en deux parties symétriques : *f*, fruit ; *s*, spermoderme ; *e*, embryon. — Fig. 2^{ix}. Diagramme. Les autres lettres comme ci-dessus.

— 3-3^{x}. *Alsine media.* — Fig. 3. Fleur entière. — Fig. 3′ Fleur coupée selon son plan de symétrie. — Fig. 3″. Sépale. — Fig. 3‴. Pétale. — Fig. 3^{iv}. Les deux variétés d'étamines ; à la base de *b* se trouve un nectaire. — Fig. 3^{v}. Gynécée coupé longitudinalement selon un de ses plans de symétrie. — Fig. 3^{vi}. Ovule campylotrope. — Fig. 3^{vii}. Fruit jeune entouré par le calice. — Fig. 3^{viii}. Fruit débarrassé du calice : *a*, entier ; *c*, après la déhiscence ; *b*, coupé longitudinalement après la déhiscence pour montrer la placentation. — Fig. 3 ^{ix}. Graine entière et coupée en deux parties symétriques : *a*, albumen. Les autres lettres comme dans les figures précédentes.

— 4-4^{vii}. *Orchis latifolia.* — Fig. 4. Fleur entière : *br*, bractée ; *l*, labelle ; *ep*, éperon ; *a*, anthère ; *b*, bursicule. — Fig. 4′. Fleur coupée longitudinalement selon son plan de symétrie : *gy* gynécée. — Fig. 4″. Appareil mâle : *po*, la masse des pollinies ; *ca*, caudicule ; *re*, rétinacle. — Fig. 4‴. Une pollinie isolée *po*, montrant à sa base des fils arachnoïdes *fa*. — Fig. 4^{iv}. Coupe transversale de l'ovaire : *pl*, placentas bicornes. — Fig. 4^{v}. Jeune fruit dont on a artificiellement soulevé les valves pour laisser voir le contenu. — Fig. 4^{vi}. Graine. — Fig. 4^{vii}. Diagramme : *st*, staminodes. Les autres lettres comme ci-dessus.

R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Diagrammes.

PLANCHE XXIX

FRUIT ET GRAINE

LÉGENDE GÉNÉRALE

e, *ep*, épiderme
tg, spermoderme.
al, *alb*, *ae*, albumen.
am, amidon.
co, cotylédon.
ra, raphé.
flb, faisceau libéro-ligneux.
lb, bois.
l, liber.
gl, glande.
m, mésocarpe.
end, endocarpe,
pr, prosenchyme.

FIGURES 1-2-3-3'. Fruit du pommier. — Fig. 1. Épicarpe. — 2. Mésocarpe : *p*, parenchyme. — Fig. 3. Coupe transversale dans l'endocarpe. — Fig. 3'. Coupe longitudinale dans l'endocarpe correspondant à la coupe précédente.

— 4-5-5'. Graine du pommier. — Fig. 4. Coupe transversale médiane. — Fig. 5. Coupe longitudinale dans le spermoderme et l'albumen. — Fig. 5'. Coupe transversale correspondant à la coupe précédente : t^1, partie résistante du spermoderme ; t^2, partie molle interne du spermoderme.

— 6. Coupe longitudinale dans l'endocarpe de l'olive : *cs*, cellules scléreuses.

— 7-7'. Capsule d'*Elettaria Cardamomum*. — Fig. 7. Vue d'ensemble de la coupe transversale de la moitié d'une des valves. — Fig. 7'. Partie médiane grossie de la coupe précédente : *cl*, cloison.

— 8-8'. Fruit et graine du *Piper nigrum*. — Fig. 8. Vue d'ensemble de la coupe longitudinale médiane du fruit et de la graine : *ep*, embryon ; *p*, péricarpe ; a^1, albumen ; a^2, périsperme ; *pa*, pédoncule. — Fig. 8'. Portion grossie de la coupe précédente : *cs*, cellules scléreuses ; t^1, assise externe du tégument ; t^2, assise interne du tégument ; a^2, périsperme.

— 9-9'-9''. Fruit et graine du *Fœniculum dulce*. — Fig. 9. Vue d'ensemble de la coupe transversale du fruit pratiquée à peu de distance du sommet : *e*, embryon ; *cr*, canal sécréteur ; *r*, raphé ; *c*, carpophore. — Fig. 9'. Portion grossie de la coupe précédente : *t*, spermoderme ; *cr*, canal résineux. — Fig. 9''. Coupe longitudinale médiane : *c*, carpophore ; *r*, raphé ; *e*, embryon ; *cr*, canal sécréteur ; *p*, péricarpe.

— 10-10'-10''. Graine d'*Hedera Helix*. — Fig. 10. Coupe transversale médiane de la graine enveloppée par l'endocarpe. — Fig. 10'. Portion grossie de la coupe précédente : *ts*, endocarpe. — Fig. 10''. L'embryon isolé : *ra*, radicule ; *tg*, tigelle ; *co*, cotylédons.

— 11-11'-11''. Graine du caféier. — Fig. 11. Café en parche préparé afin de montrer ses éléments divers : *ts*, endocarpe ; *e*, embryon. — Fig. 11'. Coupe transversale dans l'albumen traitée par la chaleur. — Fig. 11''. Partie du spermoderme vue à plat : *pa*, parenchyme.

— 12-12^{v}. Graine du haricot. — Fig. 12. Entière : *r*, radicule ; *m*, micropyle ; *b*, hile ; *c*, strophiole. — Fig. 12'. *r*, racine ; *tg*, partie interne du tégument ; *ts*, partie externe du spermoderme. — Fig. 12''. Un des deux cotylédons vu par sa face interne : *r*, radicule ; *t*, tigelle ; *g*, gemmule ; *co*, cotylédon. Fig. — 12'''. Vue d'ensemble d'une coupe transversale pratiquée dans un cotylédon. — Fig. 12^{iv}. Portion grossie de la coupe précédente. — Fig. 12^{v}. Coupe transversale dans le spermoderne : *to*, couche externe résistante ; *ox*, couche de cellules renfermant de l'oxalate de chaux ; *tg*, partie molle, interne, partiellement aplatie du spermoderme.

— 13, *a-e*. Graine d'oranger : *a*, graine entière : *ts*, testa ; *b*, graine dépouillée du testa : *ch*, chalaze ; *tg*, tegmen ; *c*, graine complètement dépourvue de spermoderme : elle montre plusieurs embryons disposés parallèlement ; *d*, un de ces embryons à l'état normal ; *e*, le même, les cotylédons *c* écartés pour montrer l'axe *ax*.

— 14-14'. Coupes longitudinale et transversale dans l'albumen du dattier.

— 15. Embryon de la moutarde blanche : *av*, axe ; *c*, cotylédons.

— 16-16'. Graine du *Scilla nutans*. — Fig. 16. Coupe longitudinale médiane : *g*, gemmule ; *e*, embryon ; *ab*, albumen. — Fig. 16'. L'embryon isolé vu de face : *fg*, fente gemmulaire.

— 17. Coupe longitudinale médiane de l'embryon de l'avoine : *sc*, scutellum ; *c*, feuille externe de la gemmule *ge* ; *r'*, racine adventive ; *r*, radicule ; *p*, coiffe ; *gr*, gaine de la racine.

R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc

Fruit et Graine.

PLANCHE XXX

APPAREILS REPRODUCTEURS DES CRYPTOGAMES VASCULAIRES

FIGURE 1. Coupe transversale dans la fronde du *Scolopendrium officinale* passant par un sore : *ep*, épiderme supérieur ; *tc*, tissu caverneux ; *en*, endoderme ; *pe*, péricycle ; *l*, liber ; *b*, bois ; *c*, capsule ou sporange ; *pr*, prosenchyme ; *in*, indusie.

— 2. Coupe transversale dans la fronde du *Pteris serrulata* : *a*, capsule dans les premiers temps de sa formation ; *b*, capsule jeune avant la maturité ; *li*, limbe de la fronde ; *flb*, faisceau libéro-ligneux ; *fin*, fausse indusie.

— 3-3'. Sporange déhiscent du *Scolopendrium officinale* : *a*, anneau ; *pa*, paroi ; *pd*, pédicule. — Fig. 3'. Spores de cette espèce.

— 4. Sporange d'*Aneimia fraxinifolia* : les lettres comme ci-dessus. — Fig. 4, Spore de cette espèce.

— 5. Sporange d'*Osmunda regalis*. Les lettres comme dans la figure 3. — Fig. 5'. Spore de cette espèce.

— 6 13. Prothalle du *Pteris serrulata*. — Fig. 6. Prothalle entier vu par sa face inférieure : *p*, partie membraneuse du prothalle ; *co*, coussinet ; *pl*, poils rhizoïdes ; *an*, anthéridies ; *ar*, archégones. — Fig. 7. Archégone adulte vu de face. — Fig. 8. Archégone vu de champ un peu avant la maturité : *c*, cellule du canal ; *o*, oosphère. — Fig. 9. Archégone mûr vu de champ : mêmes lettres que dans la figure précédente. — Fig. 10. Anthérozoïde. — Fig. 11. Anthéridies vues de face : *a*, *b*, avant la déhiscence ; *c*, après la déhiscence. — Fig. 12. Anthéridies non déhiscentes vues de champ : *p*, paroi ; *pr*, prothalle. — Fig. 13. Prothalle fécondé vu par la face inférieure ; il porte une plantule.

— 14-18. Sporocarpes du *Salvinia natans*. — Fig. 14. Un sporocarpe entier. — Fig. 15. Sporocarpe mâle coupé longitudinalement. — Fig. 16. Microsporange. — Fig. 17. Sporocarpe femelle coupé longitudinalement. — Fig. 18. Macrosporange : *p*, paroi ; *ms*, macrospore.

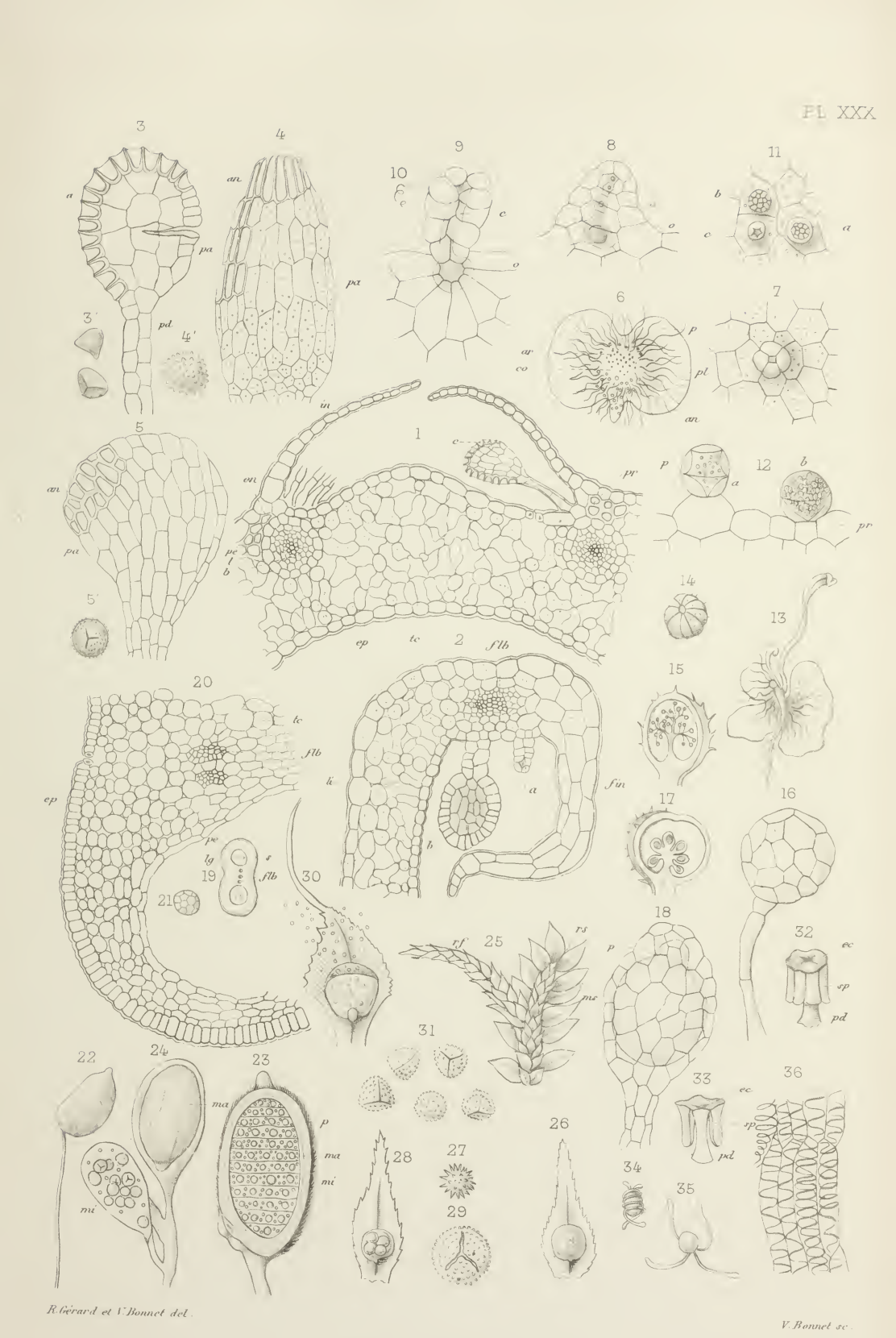
— 19-21. Épi d'*Ophioglossum vulgatum*. — Fig. 19. Vue d'ensemble d'une coupe transversale d'épi passant par deux sporanges : *flb*, faisceaux libéro-ligneux ; *lg*, cavité du sporange ; *s*, spore ; *pe*, paroi du sporange. — Fig. 20. Portion grossie de la coupe précédente : *ep*, épiderme ; *tc*, tissu conjonctif ; *flb*, faisceau libéro-ligneux. — Fig. 21. Spore.

22-24. *Marsilia quadrifolia*. — Fig. 22. Sporocarpe entier. — Fig. 23. Sporocarpe coupé longitudinalement un peu sur le côté de la ligne médiane : *p*, paroi limitée intérieurement par le cadre gélatineux ; *ma*, macrosporanges ; *mi*, microsporange. — Fig. 24 : *ma*, macrosporange ; *mi*, microsporange dont la plupart des spores ont avorté. Les deux organes sont maintenus par des filaments gélatineux.

— 25-29. *Selaginella denticulata*. — Fig. 25. Portion de plante montrant un rameau fertile, *rf*, et un rameau stérile, *rs*. — Fig. 26. Foliole de l'épi fructifère portant un microsporange. — Fig. 27. Microspore. — Fig. 28. Foliole de l'épi fructifère portant un macrosporange. — Fig. 29. Macrospore.

— 30-31. Écaille fructifère du *Lycopodium clavatum*. — Fig. 31. Spores de ce végétal.

— 32-36. Clypéole d'*Equisetum limosum*. — Fig. 32. Entier : *ec*, partie externe de l'écusson ; *sp*, sporanges ; *pd*, pédicule. — Fig. 33. Le même clypéole coupé longitudinalement. — Fig. 34. Une spore vue dans l'eau. — Fig. 35. Spore vue dans l'air avec dessèchement des élatères. — Fig. 36. Portion de la paroi des sporanges vue de face.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Cryptogames vasculaires.

PLANCHE XXXI

APPAREILS REPRODUCTEURS DES MUSCINÉES ET DES CHARACÉES

FIGURES 1-4. *Polytrichum formosum.*— Fig. 1. Rameau mâle. — Fig. 1'. Extrémité grossie de ce rameau. — Fig. 2 : *a*, anthéridie; *g*, partie supérieure gélifiée de l'anthéridie; *p*, paraphyses. — Fig. 3. Paraphyse grossie. — Fig. 4. Anthérozoïdes.

— 5. Archégone du *Barbula murorum*: *o*, oosphère; *c*, col.

— 6 9. *Polytrichum formosum.* — Fig. 6. Rameau femelle portant un sporogone : *co*, coiffe; *ca*, capsule; *s*, soie. — Fig. 7. Capsule débarrassée de la coiffe: *op*, opercule; *c*, capsule; *ap*, apophyse. — Fig. 8. Coupe longitudinale médiane de la capsule vers l'époque de sa maturité : *op*, opercule; *ep*, épiphragme; *pe*, péristome; *a*, anneau; *sp*, sac renfermant les spores; *pa*, paroi; *col*, columelle; *t*, trabécules; *ap*, apophyse. — Fig. 9. Capsule après la chute de l'opercule : les lettres comme ci-dessus.

— 10-12. *Mnium undulatum.* — Fig. 10. Capsule déhiscente. — Fig. 11. Portion grossie du péristome : *d*, dent; *a*, anneau. — Fig. 12. Spore, *s*.

— 13. Coupe longitudinale médiane dans le sporogone du *Bartramia pomiformis* avant sa maturité : *so*, soie; *op*, opercule; *pe*, péristome; *a*, anneau; *pa*, paroi du sporogone; *sp*, spores; *s*, paroi du sac qui renferme les spores; *co*, columelle; *t*, trabécules.

— 14. Coupe longitudinale dans le sporogone du *Bartramia pomiformis* au moment de la formation des spores: *co*, columelle; *pi*, paroi interne du sac; *pe*, paroi externe du sac; *cm*, cellules mères.

— 15. Rameau d'*Aulocomnium androgynum* portant des propagules. — Fig. 16. Un de ces propagules grossi.

— 17. Protonema du *Polytrichum formosum* : *fs*, filaments souterrains; *fa*, filaments aériens.

— 18-27. *Marchantia polymorpha.* — Fig. 18. Pied mâle: *m*, réceptacle; *c*, cupules à bulbilles. — Fig. 19. Pied femelle. — Fig. 20. Coupe longitudinale médiane dans le réceptacle mâle. — Fig. 21. Portion grossie d'une coupe longitudinale pratiquée dans le réceptacle mâle : *st*, stomates; *an*, anthéridie; *pd*, pédicule. — Fig. 22. Archégone prêt pour la fécondation : *c*, col; *o*, oosphère; *pp*, périanthe. — Fig. 23. Réceptacle femelle portant des fruits *f*; *pe*, périchèze; *pd*, pédicule; *b*, branches de l'ombrelle. — Fig. 24. Premier temps du développement du fruit : *pp*, périanthe; *sp*, sporogone jeune; *c*, col de l'archégone. — Fig. 25. Fruit plus avancé : les lettres comme ci-dessus. — Fig. 26. Sporogone mûr : *p*, paroi; *sp*, masse des spores et des élatères. — Fig. 27. Élatère grossie.

— 28-31. *Chara fœtida.* — Fig. 28. Feuille fertile : *o*, oogemme; *en*, coronule; *fe*, fente servant à l'introduction des anthérozoïdes; *an*, anthéridie; *f*, feuille; *f'*, foliole. — Fig. 29. Écusson entier : *pl*, partie externe incolore; *r*, partie interne colorée de rouge; *m* manubrie; *t'*, tête; *t''*, têtes secondaires; *f*, filaments producteurs des anthérozoïdes. — Fig. 30. Portion fortement grossie de l'un de ces filaments : *an*, anthérozoïdes. — Fig. 31. Sporocarpe mûr.

— 32. Bulbille du *Marchantia polymorpha.*

Muscinées et Characées.

PLANCHE XXXII

THALLOPHYTES

FIGURES 1-5. *Puccinia graminis.* — Fig. 1. Coupe transversale dans la feuille du *Berberis vulgaris* montrant le mycélium *m*, cheminant entre les cellules; *œ*, écidioles; *ec*, écidies; *p*, péridium. — Fig. 2. Écidiolispores. — Fig. 3. Téleutospores. — Fig. 5. Urédospores.

— 6-7. *Tuber melanosporum.* — Fig. 6. Coupe transversale dans la région externe; *pe*, partie externe du péridium; *my*, filaments mycéliens de la partie interne du péridium. — Fig. 7. Coupe transversale dans la région centrale; *m*, mycélium; *as*, asque; *s*, spore.

— 8. Coupe transversale dans l'ergot de seigle : *ex*, filaments de la partie externe *in*, filaments de la partie centrale.

— 9. *Tremella mesenterica.* Coupe transversale montrant les hyphes *h*, prises dans la gélatine *g*, les basides *b* et les spores *sp*.

— 10. Quelques filaments de l'*Hygrocrocis arsenicus : m*, mycélium; *sp*, cellules productrices des spores.

— 11. *sp*, spores de l'*Ustilago carbo* maintenues par des traînées mucilagineuses *m*.

— 12. Extrémité d'un filament fertile du *Penicillium glaucum.*

— 13-14. *Sterigmatocystis niger.* — Fig. 13. Extrémité d'un filament fructifère. — Fig. 14. Un des rameaux producteur des conidies qui hérisse la fructification précédente : *t*, support des rameaux; *R*, rameau; *r*, ramuscules; *c*, conidies.

— 15-17. *Rhizopus nigricans.* — Fig. 15. Portion du végétal : *t*, filaments en forme de coulants; *sp*, sporanges déhiscents. — Fig. 16. Sporange entier vu en coupe médiane : *co*, columelle; *sp*, sporange. — Fig. 17. Conjugation : *Z*, zygospore.

— 18. Portion de l'hymenium de *Peziza vesiculosa : shy*, couche sous-hyméniale; *pa*, paraphyse; *th*, thèques.

— 19. Hymenium de l'*Agaricus campestris : sp*, spores; *st*, stérigmates; *h*, basides; *shy*, couche sous-hyméniale.

— 20. *Leptomitus epidermidis.*

— 21. *Leptothrix buccalis.*

— 22. Arachnoidiscus.

— 23. *Nostoc commune* : *g*, gelée; *h*, hétérocystes; *ca*, cellules articles.

— 24. *Porphyridium cruentum : a*, végétaux isolés; *b*, végétaux agglomérés par de la gélatine.

— 25. Conjugation chez le *Spirogyra quinina.* — Fig. 26. Forme *Rhynchonema* du même végétal.

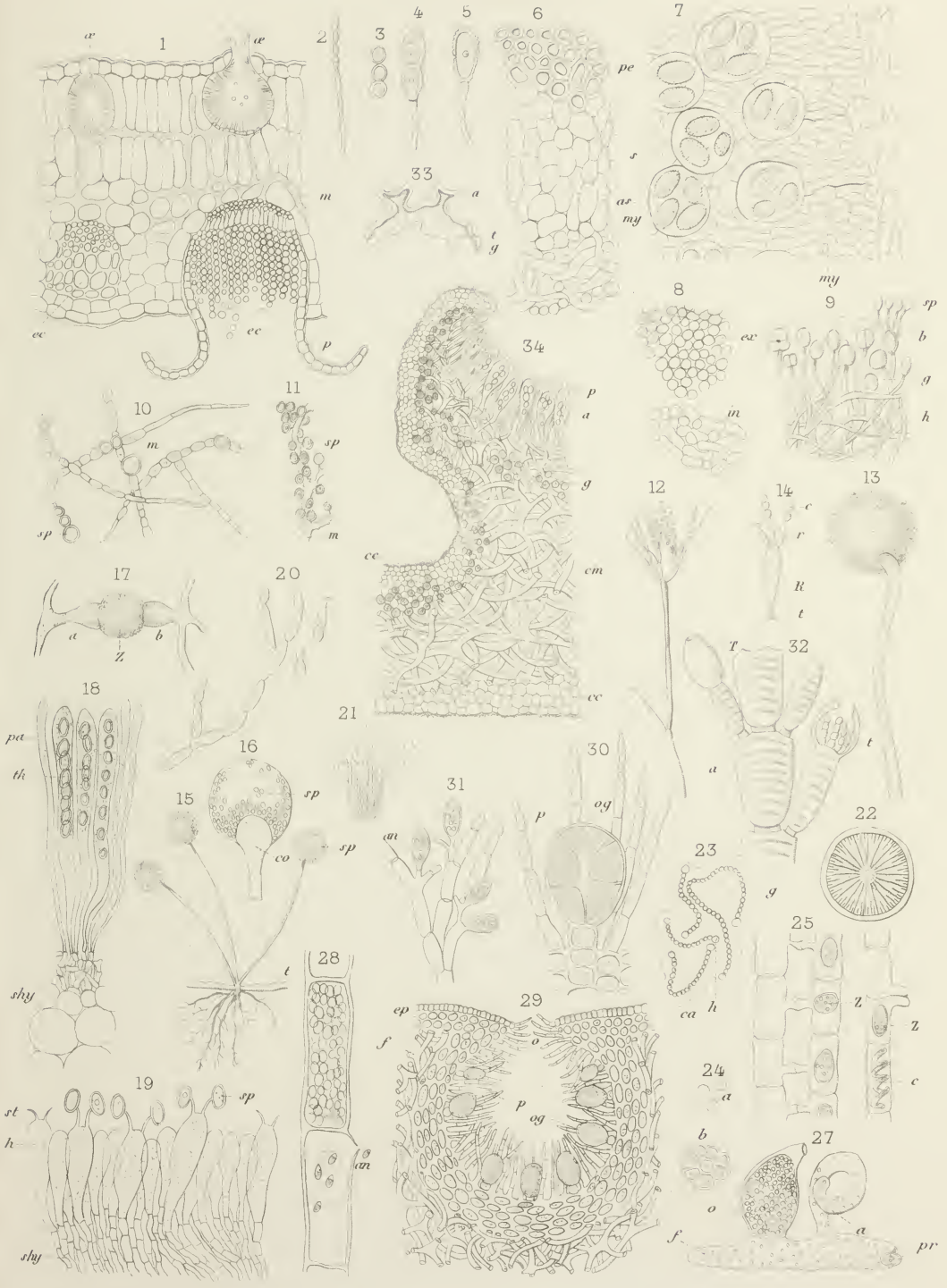
— 27. *Vaucheria sessilis : a*, cornicule; *o*, oosphère; *f*, thalle; *pr*, masse de protoplasma qui s'en échappe.

— 28. Formation des zoospores chez le *Cladophora glomerata : an*, zoospore.

— 29-31. *Fucus vesiculosus.* — Fig. 29. Coupe transversale d'un conceptacle femelle passant par l'ouverture du conceptacle *o*; *p*, paraphyses; *og*, oogone; *f*, filaments plongés dans la gélose; *ep*, cellules externes formant épiderme. — Fig. 30 : *og*, oogone; *p*, paraphyses. — Fig. 31, *an*, anthéridie.

— 32. Coralline des officines : *a*, articles du thalle; T, conceptacle vu extérieurement; *t*, conceptacle dont on a mis au point la partie médiane montrant les tétrasporanges.

— 33-34. *Parmelia parietina.* — Fig. 33. Vue d'ensemble d'une coupe transversale passant par deux apothécies *a*; *t*, tissu du champignon; *g*, couche gonidiale formée par l'algue. — Fig. 34. Portion grossie de la coupe précédente : *a*, asque; *p*, paraphyse; *g*, gonidies; *cc*, couche corticale; *cm*, couche médullaire.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Thallophytes.

PLANCHE XXXIII

SANG

Figure 1. Sang de l'homme : *h*, hématies vues de face; *c*, globule rouge crénelé; *l*, leucocytes; *p*, hématies réunies en piles.

— 2. Sang de mouton.

— 3. Sang de poule : *h*, hématies; *l*, leucocytes.

— 4. Sang de grenouille : *h*, hématies; *l*, leucocytes.

— 5. Action de l'acide acétique sur le sang de l'homme : les globules rouges sont détruits.

— 6. Formation de la fibrine : *gl*, globulins; *f*, filaments de fibrine.

— 7. Action de l'eau sur le sang de l'homme.

— 8 et 9. Cristaux d'hémine. — Fig. 8. Obtenus avec du sang pur. — Fig. 9. Obtenus avec du sang dilué.

— 10. Action de l'eau sur les hématies de la grenouille.

— 11. Fibrine lavée à l'eau : *s*, filaments; *l*, leucocytes.

— 12. Chlorure de sodium : *a*, formes cristallines; *b*, dendrites.

— 13-17. Traitement d'une tache de sang. — Fig. 13. Hématies après l'action de la liqueur de Bourgogne. — Fig. 14. Fibrine du caillot. — Fig. 15. Disposition à donner à la tache pour le traitement par les réactifs. — Fig. 16. Fibrine traitée par l'acide acétique pour mettre les leucocytes en évidence. -- Fig. 17. Cristaux d'hémine.

18. Hémoglobine cristallisée du cochon d'Inde.

— 19. Chambre humide graduée de Malassez portant le compresseur porte-lamelles.

— 20. Vue d'un champ de l'appareil de Malassez disposé pour la numération des globules.

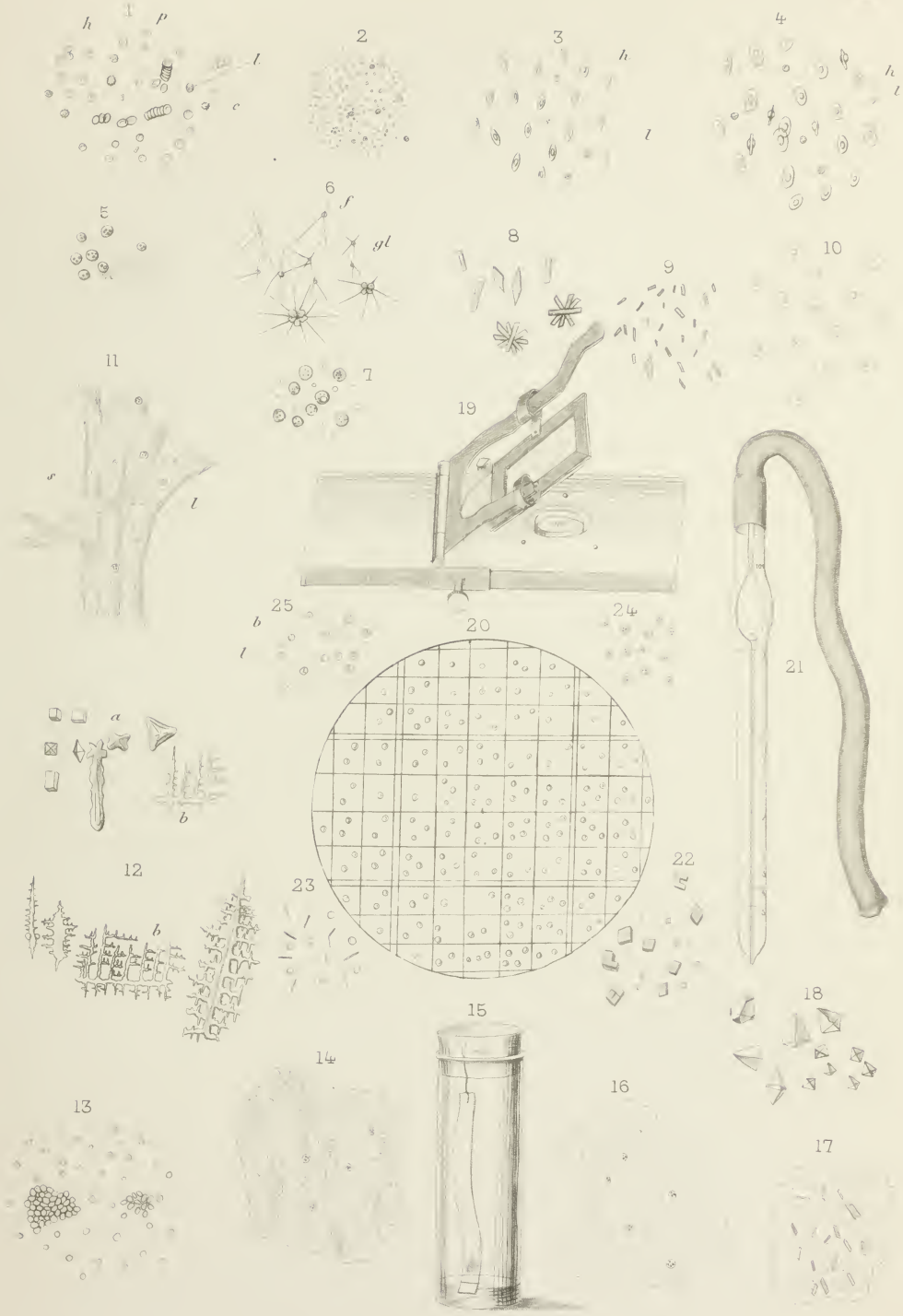
— 21. Mélangeur Potain.

— 22. Cristaux d'hématoïdine.

— 23. Sang renfermant des bacilles du charbon.

— 24. Leucocytes du pus frais traités par l'acide acétique.

— 25. Pus altéré : *l*, leucocytes; *b*, bactérium.



R. Gérard et V. Bonnet del.

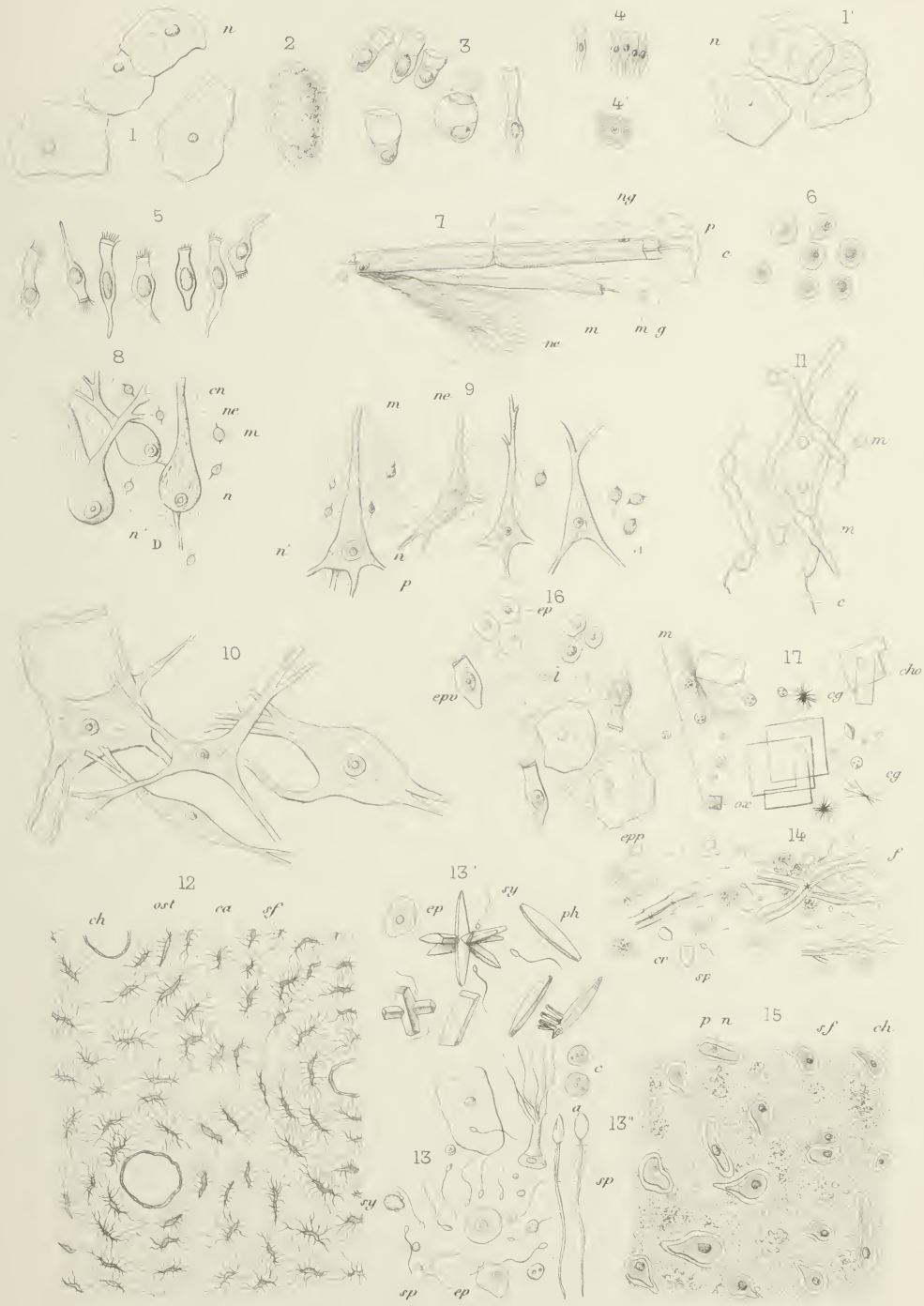
V. Bonnet sc.

Sang.

PLANCHE XXXIV

TISSUS ANIMAUX

Figure 1. Cellules épithéliales lamelleuses superficielles de la langue : *n*. noyau.
— 1'. Cellules épithéliales lamelleuses de la peau de la jambe : *n*, noyau.
— 2. Cellule épithéliale crénelée de la couche moyenne de l'épithélium de la langue.
— 3. Cellules épithéliales caliciformes de la muqueuse pharyngienne de la grenouille.
— 4-4'. Cellules épithéliales cylindriques de la muqueuse intestinale du cochon d'Inde. — Fig. 4. Vues de champ. — Fig. 4'. Vues de haut.
— 5. Cellules épithéliales à cils vibratiles du pharynx de la grenouille.
— 6. Cellules hépatiques.
— 7. Parties constitutives d'un nerf : *ne*, névrilemme ; *p*, périnèvre ; *m*, myéline ; *c*, cylindre-axe ; *ng*, noyau de la gaine ; *g*, gaine.
— 8. Substance grise du cervelet du mouton : *cn*, cellule nerveuse ; *ne*, névroglie ; *m*, myélocytes ; *D*, prolongement de Deiters ; *n*, noyau de la cellule nerveuse ; *n'*, nucléole.
— 9. Substance grise du cerveau du mouton : *p*, prolongements de la cellule ; les autres lettres comme ci-dessus.
— 10. Cellules nerveuses des cornes antérieures de la moelle épinière du veau.
— 11. Substance blanche du cerveau du mouton : *m*, myéline ; *c*, cylindre-axe.
— 12. Coupe transversale dans la substance du fémur : *ost*, ostéoplastes ; *ca*, canalicules osseux ; *sf*, substance fondamentale ; *ch*, canaux de Havers.
— 13-13'-13". Éléments du sperme de l'homme. — Fig. 13. Sperme frais : *sp*, spermatozoïdes ; *ep*, cellules épithéliales ; *sy*, sympexions. — Fig. 13". *a*, spermatoblaste ; *sp*, spermatozoïdes vus de face et de champ ; *c*, leucocytes considérablement grossis. — Fig. 13'. Sperme refroidi : *sy*, spermatozoïdes ; *ph*, phosphate de magnésie ; *ep*, cellule épithéliale.
— 14. Produit du traitement d'une tache de sperme : *sp*, spermatozoïdes ; *f*, filaments de lin ; *cr*, lamelles cristallines.
— 15. Coupe transversale dans le cartilage hyalin d'un anneau de la trachée du bœuf ; *ch*, chondroplaste ; *p*, protoplasma de la cellule cartilagineuse ; *n*, noyau de cette cellule ; *sf*, substance fondamentale.
— 16. Mucus nasal : *m*, mucus ; *l*, leucocytes ; *epv*, épithélium à cils vibratiles ; *epp*, èpithélium lamelleux ; *ep*, épithélium pavimenteux.
— 17. Pus altéré provenant d'un kyste de la mâchoire : on y trouve des leucocytes, de l'oxalate de chaux *ox*, des lamelles de cholestérine *cho*, des corps gras cristallisés *cg*.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Tissus animaux.

PLANCHE XXXV

TISSU CONJONCTIF ET CORPS GRAS

FIGURE 1. *a*, fibres lamineuses non tendues du mésentère de la grenouille; *b*, fibres lamineuses prises sur une portion tendue de l'épiploon.

— 2. Tissu adipeux pris dans le mésentère du lapin : *va*, cellules adipeuses.

— 2'. Cellules adipeuses isolées : *n*, noyau.

— 3. Cellules fibro-plastiques prises dans le tissu sous-cutané de la grenouille,

— 3'. Cellules fibro-plastiques chargées de pigment (*chromoblastes*) du mésentère de la grenouille.

— 4. Fibres élastiques prises dans un ligament intervertébral du mouton.

— 5. Fibres élastiques du mésentère de la grenouille.

— 6. Fibres élastiques du tissu conjonctif (perimysium) des muscles rouges du bœuf.

— 7. Globules gras du beurre.

— 8. Crème : *m*, plaques graisseuses renfermant des aiguilles de margarine; *a*, agglomération de globules gras.

— 10. Corpuscules du colostrum isolés.

— 11. Colostrum : *l*, globules gras du lait; *c*, corpuscules du colostrum.

— 12-13. Cristallisations de margarine obtenues au moyen du beurre.

— 14. Plaques de matière grasse retenant des aiguilles de margarine, obtenues avec le saindoux.

— 15. Cristallisations de stéarine obtenues avec le suif de mouton.

— 16. Mélange de cristallisations de stéarine *s*, et de margarine *m*, obtenu avec la graisse de veau.

— 17. Cristaux de margarine empâtés dans de la graisse amorphe, obtenus avec la margarine Mouriès.

— 18. Panaches de margarine obtenus avec la graisse d'oie. Le beurre traité par l'iode en fournit de semblables.

— 19. Cristaux de margarine empâtés dans de la matière amorphe, obtenus avec la graisse d'oie.

R. Gérard et V. Bonnet del.

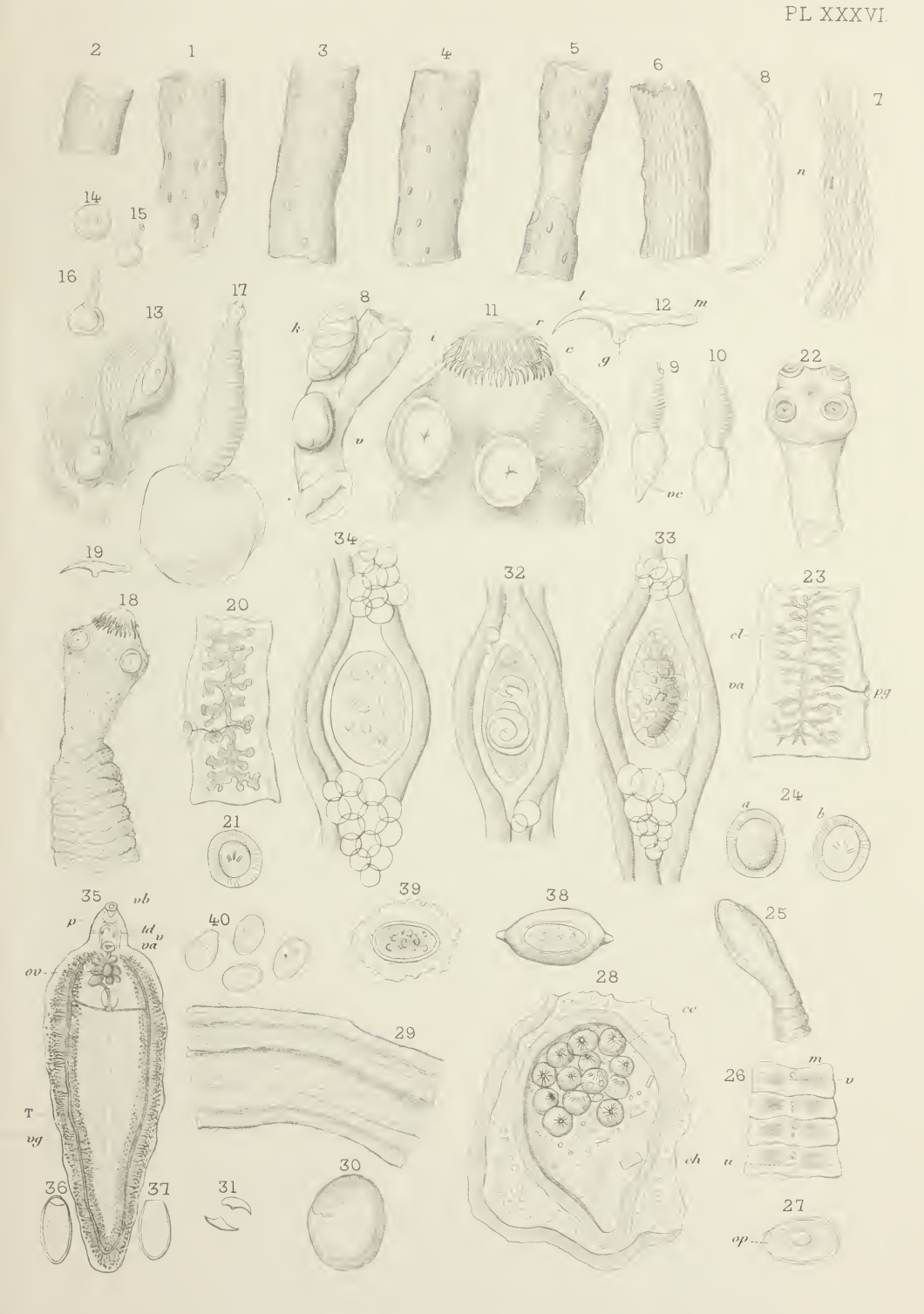
V. Bonnet sc.

Corps gras.

PLANCHE XXXVI

MUSCLES ET ENTOZOAIRES

Figure 1. Portion de muscle strié de la grenouille.
— 2. Portion de muscle strié du porc dont les fibrilles sont dépassées par un lambeau de sarcolemme.
— 3. Muscle strié frais du porc. Stries transversales.
— 4. Portion de muscle strié de porc, traité par le picrocarminate et l'acide acétique afin de mettre les noyaux en évidence.
— 5. Fibre musculaire striée du bœuf dont les fragments sont encore unis par le sarcolemme.
— 6. Fibre musculaire striée du bœuf après un long séjour dans la liqueur de Muller : les stries longitudinales sont fort visibles.
— 7. Portions de muscle lisse provenant de l'estomac du bœuf.
— 8. Une fibre lisse de l'estomac du bœuf : *n*, noyau.
— 8'-12. *Cysticercus elongatus.* — Fig. 8'. Intestin du lapin *i*, portant deux kystes *k*. — Fig. 9. Cysticerque en partie désinvaginé : *vc*, vésicule caudale. — Fig. 10. Cysticerque désinvaginé complètement. — Fig. 11. Tête considérablement grossie : *r*, rostre ; *c*, crochets disposés sur deux rangs ; *v*, ventouses. — Fig. 12. Crochet isolé : *l*, lame ; *g*, garde ; *m*, manche.
— 13-21. *Cysticercus cellulosæ* et *Tænia solium.* Portion de tissu conjonctif pris dans les muscles rouges du porc présentant deux kystes ladriques. L'un est entier ; l'autre est déchiré et laisse échapper le cysticerque qu'il renferme. — Fig. 14. Cysticerque tiré du kyste. — Fig. 15. Cysticerque en partie désinvaginé. — Fig. 16. Cysticerque complètement désinvaginé. — Fig. 17. Le même vu à la loupe. — Fig. 18. Tête vue au microscope. — Fig. 19. Un des crochets. — Fig. 20. Cucurbitain détaché. — Fig. 21. Œuf traité par la potasse.
— 22-24. *Tænia mediocanellata.* — Fig. 22. Tête. — Fig. 23. Cucurbitain isolé artificiellement : *pg*, pore génital ; *cl*, un des deux canaux longitudinaux. — Fig. 24. *a*, œuf vu dans l'eau ; *b*, œuf vu dans la potasse.
— 25-27. *Bothriocephalus latus.* — Fig. 25. Tête. — Fig. 26. Portion de ruban : *m*, pénis rétracté ; *v*, orifice du vagin ; *ut*, utérus. — Fig. 27. Œuf : *op*, opercule.
— 28-31. Échinocoques. — Fig. 28. Portion de kyste vue par la face interne ; elle est tapissée par la membrane germinale et montre un bourgeon portant des échinocoques *cc* ; *ch*, lamelles de cholestérine. — Fig. 29. Paroi du kyste vue en coupe transversale. — Fig. 30. Une vésicule fille. — Fig. 31, crochets.
— 32-34. Kystes renfermant des *Trichina spiralis.* — Fig. 32. Kyste en bon état, renfermant une trichine vivante. — Fig. 33. Kyste envahi par des cellules adipeuses. — Fig. 34. Kyste ayant subi la dégénérescence calcaire.
— 35. *Distomum hepaticum* entier vu par la face ventrale : *vb*, ventouse buccale ; *va*, ventouse abdominale ; *td*, tube digestif ; *p*, pénis ; *v*, vagin ; T, testicules et canaux déférents ; *vg*, glandes albuminigènes ; *ov*, utérus.
— 36. Œuf entier du *Distomum hepaticum.* — Fig. 37. Le même ayant perdu son opercule.
— 38. Œuf du *Trichocephalus dispar.* — Fig. 39. Œuf d'*Ascaris lumbricoides.*
— 40. Psorospermies du foie du lapin.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Muscles et entozoaires.

PLANCHE XXXVII

POILS ET PLUMES

Figures 1-3. Structure d'un poil de barbe blonde de l'homme. — Fig. 1. Cellules épidermiques isolées. — Fig. 2. Cellules de la moelle isolées. — Fig. 3. Fibres de la substance corticale : *a*, partiellement dissociées ; *b*, isolée.

— 4-12. Différentes variétés de poils pris chez l'homme. —Fig. 4. Extrémité d'un poil de barbe rouge qui n'a pas été coupé. — Fig. 5. Extrémité d'un poil de barbe noire récemment coupé. — Fig. 6. Extrémité arrondie d'un poil qui n'a pas été sectionné depuis longtemps. — Fig. 7. Extrémité effilochée d'un poil qui n'a pas été sectionné depuis longtemps. — Fig. 8. Duvet pris sur le front. — Fig. 9. Poil pris sur le bras. — Fig. 10. Cheveu pris sur un enfant de six mois : *a*, pointe ; *bc*, parties de plus en plus éloignées de la pointe. — Fig. 11. Quatre cheveux différents rencontrés dans un même champ du microscope et provenant du même individu. — Fig. 12. Racines de cheveux arrachés : *ga*, gaine de la racine ; *cp*, cellules épithéliales rebroussées.

— 13. Poils de vache.

— 14. Poils de chien.

— 15. *a*,*b*,*c*. Différentes parties d'un même poil de cheval.

— 16. Poils de lapin.

— 17. Poils de lièvre.

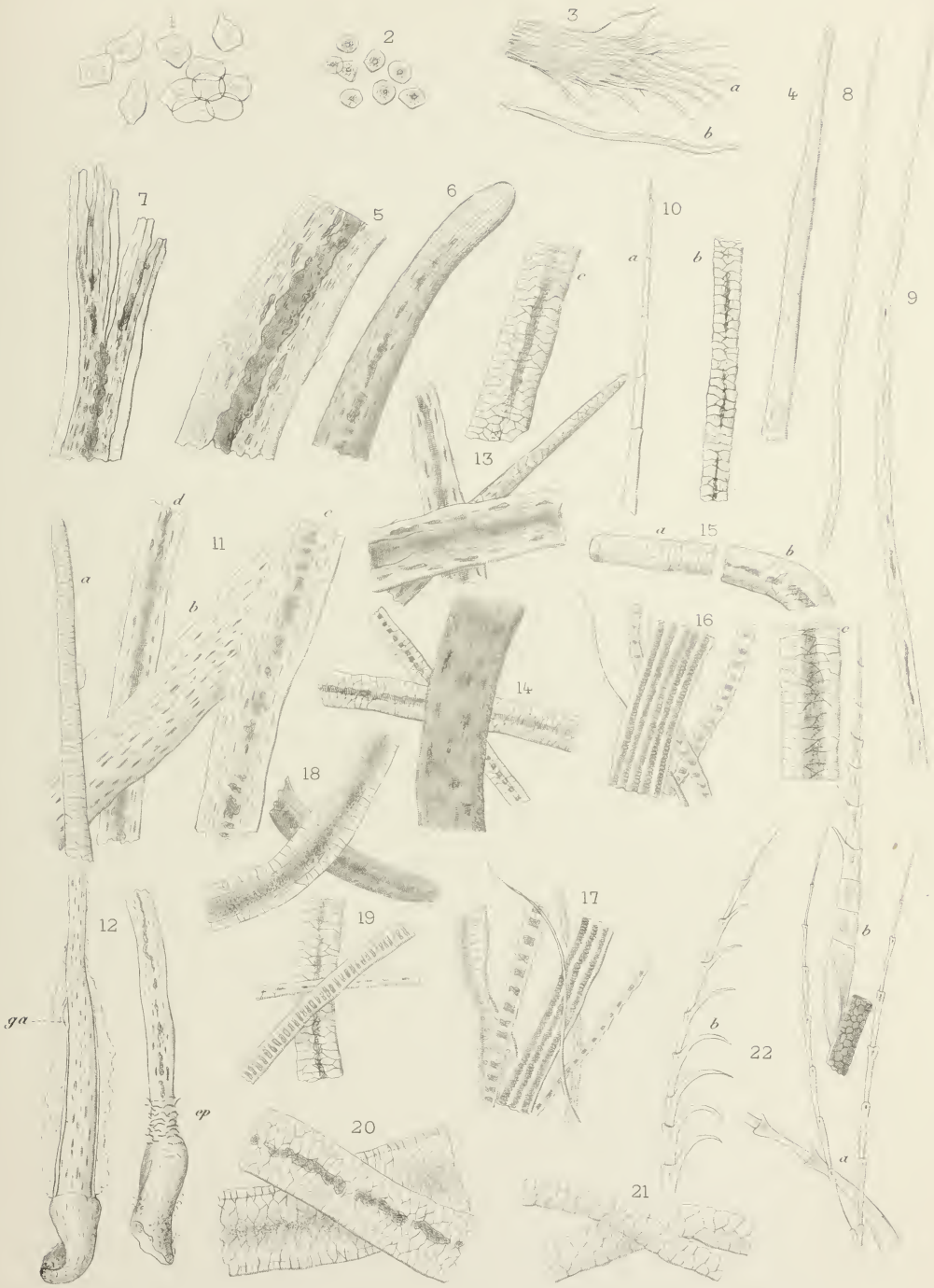
— 18. Poils d'âne.

— 19. Poils de chat.

— 20. Poils de chèvre.

— 21. Poils du mouton.

— 22. Barbules : *a*, du duvet ; *b*, des tectrices.



R. Gérard et V. Bonnet del.

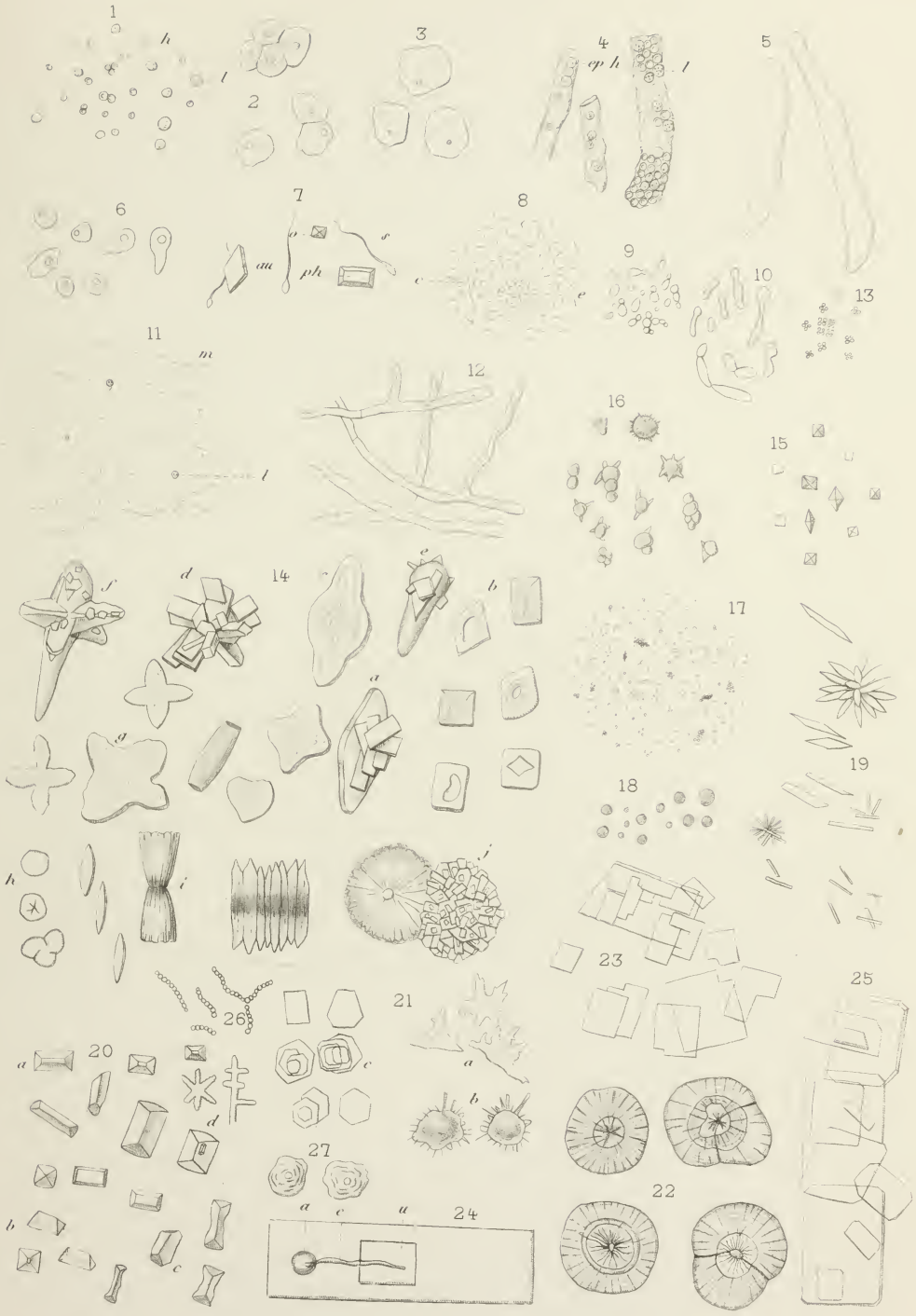
V. Bonnet sc.

Poils et plumes.

PLANCHE XXXVIII

SÉDIMENTS URINAIRES

FIGURE 1. Urine purulente contenant du sang : *h*, hématies ; *l*, leucocytes.
— 2. Cellules épithéliales superficielles de la vessie.
— 3. Cellules épithéliales du vagin.
— 4. Cylindre granuleux : *h*, hématies ; *ep*, cellules épithéliales ; *l*, leucocytes.
— 5. Cylindres hyalins.
— 6. Cellules épithéliales du bassinet, de l'uretère et des parties profondes de l'épithélium de la vessie.
— 7. Sédiment d'une urine spermatique : *au*, acide urique ; *ph*, phosphate ammoniaco-magnésien ; *o*, oxalate de chaux ; *s*, spermatozoïdes.
— 8. Bactériums et vibrions : *e*, essaim ; *c*, chaînette.
— 9. Saccharomyces en voie de développement.
— 10. Formes vieilles de Saccharomyces.
— 11. Mucus *m* et leucocytes *l*.
— 12. Filaments mycéliens.
— 13. Sarcine.
— 14. Formes les plus fréquentes de l'acide urique.
— 15. Oxalate de chaux.
— 16. Urate d'ammoniaque.
— 17. Urates acides de soude et de potasse des urines briquetées.
— 18. Sphérules d'urates acides de soude et de potasse.
— 19. Phosphate bicalcique.
— 20, *a*,*b*,*c*. Formes habituelles des cristaux de phosphate ammoniaco-magnésien ; *d*, phosphate ammoniaco-magnésien précipité rapidement par l'ammoniaque.
— 21. Cystine : *a*, provenant de l'évaporation rapide d'une solution ammoniacale ; *b*, le même précipité modifié par le temps ; *c*, formes cristallines.
— 22. Concrétions de carbonate de chaux.
— 23. Cholestérine.
— 24. Précipitation de l'urée à l'état d'azotate par le procédé du fil.
— 25. Azotate d'urée.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Sédiments urinaires.

PLANCHE XXXIX

APPLICATIONS

FIGURE 1. Maladies des vins : *a*, acescence (*Diplococcus aceti*) ; *b*, fleur de vin (*Saccharomyces vini*) ; *c*, bacille de la pousse ; *d*, Streptococcus de la graisse ; *e*, filaments de l'amertume.

— 2-7. Maladies des vers à soie.

— 2. Filaments sous-cutanés du *Botrytis Bassiana*.

— 3. Spore détachée de ce mycélium interne.

— 4. Filaments fructifères externes du *Botrytis Bassiana*, avant la formation des spores.

— 5. Les mêmes après l'apparition des spores (ces figures sont empruntées au mémoire d'Audoin).

— 6. Portion du magma fourni par l'écrasement d'un papillon atteint de la pébrine.

— 7. Agents de la flacherie (ces deux dernières figures d'après Pasteur).

— 8-13. Textiles fournis par les végétaux : *a*, pointes des fibres ; *b*, partie médiane des fibres ; *c*, leur coupe transversale.

— 8. Lin.

— 9. Chanvre : *d*, coupe traitée par l'iode et l'acide sulfurique.

— 10. Alfa.

— 11. Coton.

— 12. Jute.

— 13. Ramie.

— 14. Filament de soie du *Bombyx mori*.

— 15. Carton : *li*, lin ; *co*, coton ; *f*, fibres végétales indéterminées ; *sa*, sable.

— 16. Papier d'emballage gris : *la*, laine ; *te*, particules terreuses ; *pb*, parties ligneuses ; *f*, fibre ; *co*, coton.

— 17. Papier de paille : *ep*, cellules épidermiques ; *f*, fibres ; *pa*, parties parenchymateuses ; *t* trachées ; *a*, anneaux provenant des vaisseaux annelés.

— 18. Papier à filtre gris : *li*, fibre de lin effilochée ; *la*, laine ; *co*, coton.

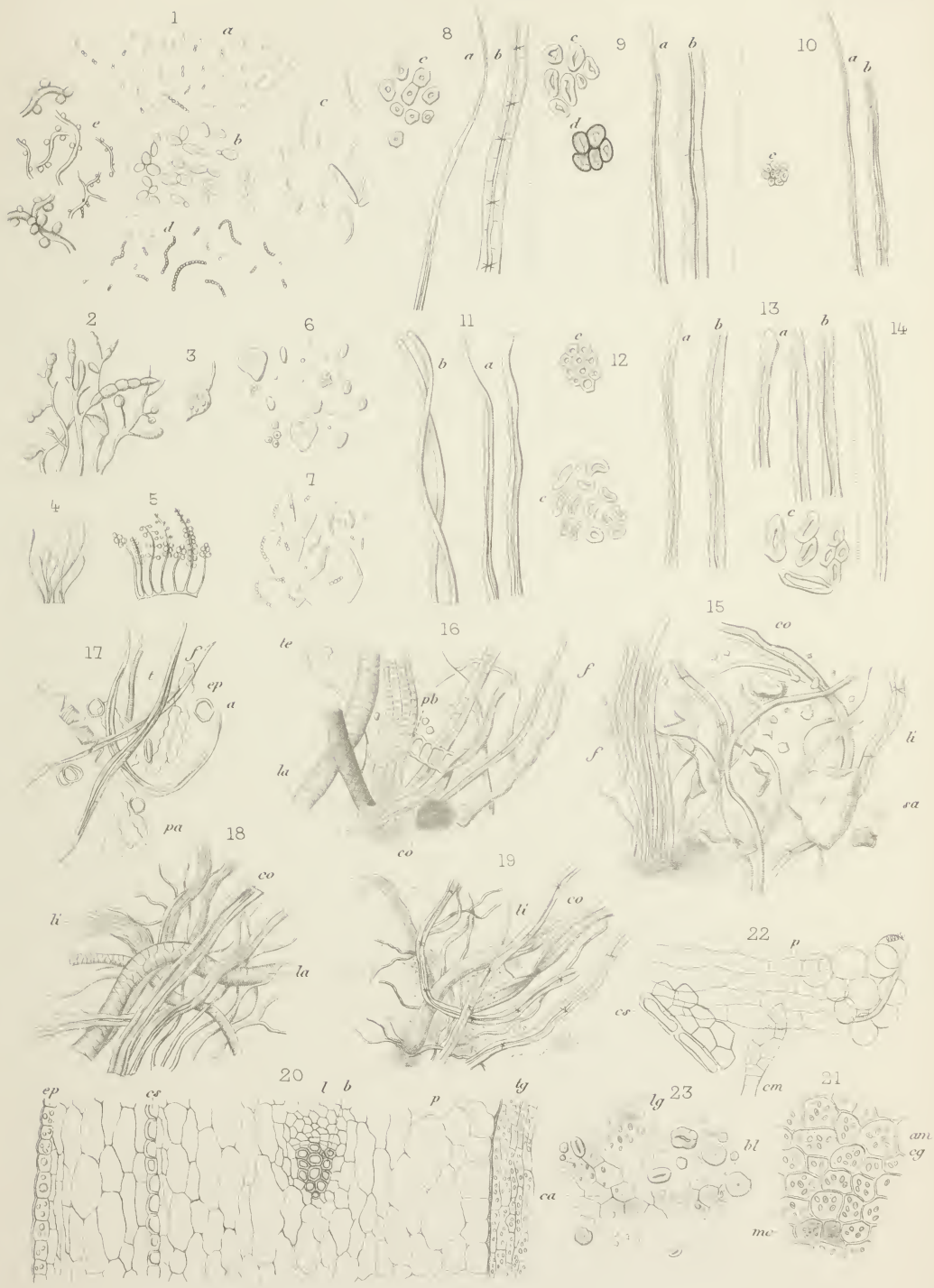
— 19. Papier à lettre d'Angoulême : *co*, coton ; *li*, lin.

— 20. Coupe transversale dans le spermoderme du cacao : *ep*, épiderme ; *cs*, cellules scléreuses ; *l*, liber ; *b*, bois ; *p*, parenchyme ; *tg*, tegmen.

— 21. Coupe transversale dans les cotylédons du cacao : *am*, grains d'amidon ; *cg*, beurre de cacao ; *me*, cellules renfermant une matière colorante violette.

— 22. Poudre de spermoderme du cacao : *p*, parenchyme et trachées ; *cs*, cellules scléreuses ; *cm*, corpuscule de Mitscherlich.

— 23. Chocolat falsifié ; *ca*, fragment des cotylédons du cacao ; *bl*, fécule de blé ; *lg*, amidon de légumineuse.



R. Gerard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Applications.

PLANCHE XL

APPLICATIONS

FIGURE 1. Éléments de la poudre de poivre : *ep*, cellules épidermiques de la baie ; *cs*, cellules scléreuses de l'épicarpe ; *b*, bois ; *l*, liber ; *p*, fibre péricyclique ; *m*, cellules du mésocarpe ; *a*, cellules amylifères du périsperme ; *gl*, glande du périsperme ; *e*, endocarpe ; *t*, spermoderme.

— 2. Éléments de la poudre de grignon d'olives : *f*, fibre ; *cs*, cellules scléreuses ; *t*, trachées ; *b*, cellule ponctuée provenant du bois.

— 3. Éléments de la poudre de feuille du laurier sauce : *flb*, faisceau libéro-ligneux ; *b*, fragments de bois provenant d'un gros faisceau ; *p*, fragment de péricycle ; *ep*, épiderme inférieur ; *m*, mésophylle présentant une glande *gl*.

— 4. Farine de moutarde : *te*, portion du spermoderme vu par la face externe (*ep*, cellules épidermiques ; *cm*, éléments de la couche moyenne limitant les aréoles ; le fond est formé par les cellules épaissies de la couche protectrice) ; *ci*, quelques-unes de ces cellules isolées ; *tg*, débris de l'albumen formant un faux tegmen ; *co*, portion de cotylédon ; *h*, gouttes d'huile.

— 5. Éléments caractéristiques de la poudre du fruit et de la graine du *Capsicum annuum* : *teg*, cellules superficielles du spermoderme ; *al*, fragment d'albumen ; *pe* (à droite), épiderme externe du péricarpe ; *pe* (à gauche), éléments de l'épiderme interne du péricarpe, superposés aux grandes lacunes.

— 6-6'. Éléments de la poudre du spermoderme de la maniguette. — Fig. 6'. Quelques-unes des cellules amylifères de l'endosperme de la même plante.

— 7. Fragment d'épluchure de pomme de terre : *s*, suber ; *p*, parenchyme renfermant des grains de fécule.

— 8. Fragment pris dans les cotylédons du gland.

— 9-9'. Coupe transversale dans les enveloppes du grain de blé : *ep*, épicarpe ; *m*, mésocarpe ; *en*, endocarpe ; 1, 2, 3, les assises successives du spermoderme ; *gl*, cellules externes de l'albumen formant la *couche à gluten* ; *al*, albumen. — Fig. 9'. Un des poils du péricarpe. — Fig. 9''. Cellules de l'épicarpe vues de face.

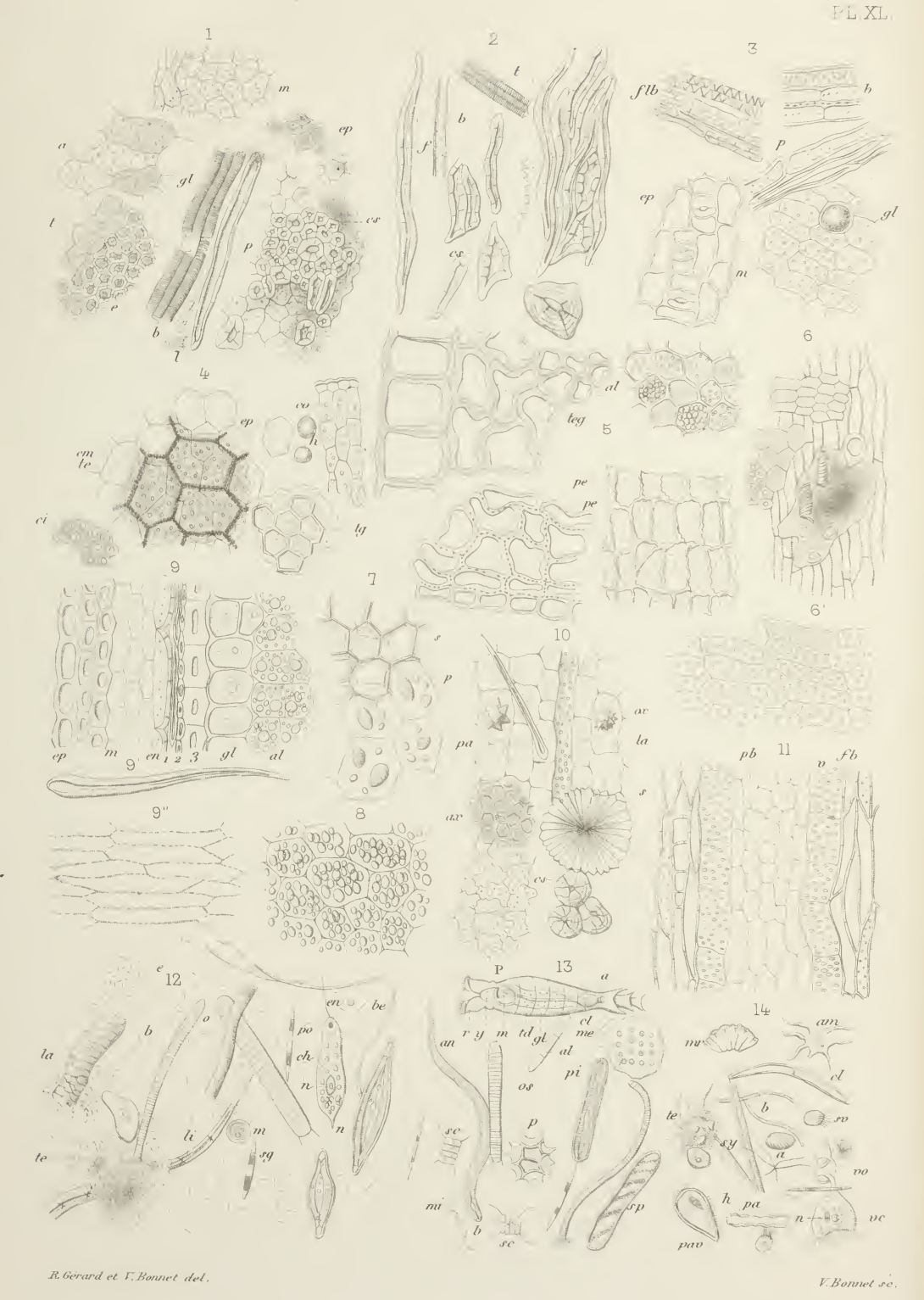
— 10. Fragments caractéristiques du café de figue ; *pa*, parenchyme constitutif du réceptacle parcouru par un laticifère *la* ; *ox*, macle d'oxalate de chaux ; *s*, saccharose ; *cs*, cellules superficielles de l'ankèe ; *ax*, endosperme.

— 11. Fragment de bois de racine de chicorée ; *pb*, parenchyme ligneux entourant un rayon médullaire ; *v*, vaisseau ponctué ; *fb*, fibre ligneuse.

— 12. Dépôt abandonné par l'eau de la Bièvre, prise à Paris, traitée par le procédé de Certes : *b*, bactérie ; *e*, essaim de bactéries ; *la*, laine ; *te*, débris terreux ; *o*, oscillaires ; *m*, monas ; *n*, navicules ; *be*, beggiatoa ; *sg*, *Synedra tenuis* ; *en*, euglène (*po*, point oculiforme ; *ch*, grains de chlorophylle ; *n*, noyau).

— 13. Dépôt abandonné par l'eau du bassin du parc de Montsouris : *P*, *Rotifer vulgaris* (*r*, lobes ciliés simulant des roues ; *y*, yeux ; *m*, appareil de mastication ; *td*, tube digestif ; *gl*, glande entourant le tube digestif ; *cl*, dilatation du tube digestif ; *a*, anus) ; *me*, Merismopædia ; *al*, germination d'algue ; *an*, anguillule (*b*, sa bouche) ; *sc*, *Scenedesmus quadricauda* ; *sp*, germination de Spirogyra ; *os*, oscillaire ; *pi*, Pinnularia ; *p*, Pediastrum ; *mi*, chaînette formée par un micrococcus.

— 14. Dépôt abandonné par l'eau de la Seine prise à son entrée à Paris : *mr*, *Meridion circulare* ; *am*, amibe ; *cl*, Closterium ; *b*, *Beggiatoa alba* ; *te*, débris terreux ; *sy*, *Synedra ulva* ; *a*, amidon de pomme de terre ; *sv*, *Strombidium turbo* (infusoire) ; *vo*, vorticelle (*n*, noyau ; *ve*, vacuole contractile) ; *pav*, paramécie ; *pa*, cellules épidermiques provenant d'une graminée.



R. Gérard et V. Bonnet del.

V. Bonnet sc.

Applications.

UNIVERSITY OF ILLINOIS-URBANA
3 0112 066578730